

LES HIBISCUS TEXTILES EN AFRIQUE TROPICALE

Première partie :

CONDITIONS PARTICULIÈRES DE LA PRODUCTION DU KENAF ET DE LA ROSELLE

par

J. BOULANGER

Phytogénéticien Directeur de la Division des Fibres Longues de l'Institut de Recherches du Coton
et des Textiles Exotiques (I.R.C.T.)

J.C. FOLLIN

Phytopathologiste, Responsable du Laboratoire de Phytopathologie de l'I.R.C.T
Centre de Recherches du G.E.R.D.A.T Montpellier

et J. BOURELY

Responsable du Laboratoire de Chimie des Plantes Textiles de l'I.R.C.T
Centre de Recherches du G.E.R.D.A.T Montpellier

LISTE ET RÉSUMÉ DES NUMÉROS PRÉCÉDENTS

n° 1 — J. CAUQUIL et P. VINCENS

"Maladies et ravageurs du cotonnier en Centrafrique : expression des dégâts et moyens de lutte" 32 pages.

Des données collectées de 1973 à 1981 sur un réseau régional de parcelles à trois niveaux de protection, ainsi que des sondages en milieu paysan, ont permis d'évaluer les dégâts et d'adapter les moyens de lutte aux conditions locales et aux différents stades de développement de la plante : levée, phase végétative et phase reproductive. Ceci aboutit à une intervention chimique raisonnée sous la forme d'un calendrier des applications d'insecticides nécessaires.

En annexe, la liste des micro-organismes, des maladies et des principaux ravageurs. 50 références bibliographiques.

n° 2 — M. CRETENET

"Contribution à l'étude des systèmes de production au Mali 41 pages.
Mise au point d'une méthodologie applicable au suivi de cas en motorisation intermédiaire"

Proposition d'une méthodologie de collecte et de dépouillement de données techniques et économiques recueillies sur trois exploitations agricoles motorisées produisant du coton. Le traitement informatisé de ces données doit aboutir à un conseil de gestion individualisé.

n° 3 — B. HAU, E. KOTO, A. ANGELINI

"Le cotonnier "glandless" en Côte d'Ivoire" 19 pages.

Cette plaquette traite successivement : 1) de la sélection de variétés sans gossypol, comparables aux parents récurrents aux points de vue du rendement et de la qualité de la fibre ;

2) de leur sensibilité aux ravageurs nécessitant une protection insecticide précoce, inconvénient qui sera levé par voie de recherche génétique ;

3) d'une évaluation du marché du tourteau sans gossypol, basée sur des essais en usine et justifiant le développement de telles variétés, en attendant la mise au point d'un produit utilisable en alimentation humaine.

n° 4 — G. SEMENT

"La fertilité des systèmes culturels à base de cotonnier en Côte d'Ivoire : neuf années d'expérimentation et d'observations multilocalisées (1973-1982)" 40 pages.

Les pratiques culturales actuelles entraînent une désaturation importante des sols en Ca et Mg et une diminution des teneurs en matière organique. Les nombreuses données recueillies en observant les caractéristiques des sols, ainsi que par l'expérimentation, permettent d'approcher la définition d'une politique de la fertilité, sans laquelle on ne peut moderniser et stabiliser les systèmes agraires : elle doit intégrer les facteurs de fertilité autres que l'utilisation des fertilisants habituels, et s'adapter aux diverses situations.

Ces brochures sont en vente au prix de 40 francs l'exemplaire à l'IRCT, 42 rue Scheffer, 75116 Paris.

LES HIBISCUS TEXTILES EN AFRIQUE TROPICALE

Première partie :
**CONDITIONS PARTICULIÈRES DE LA PRODUCTION
DU KENAF ET DE LA ROSELLE**

SOMMAIRE

	Pages
INTRODUCTION	2
I. PRODUCTION FIBRE	4
1.1. Importance économique mondiale	4
1.2. Evolution de la production en Afrique Tropicale	6
1.3. Perspectives	8
II. LA PLANTE	10
2.1. Détermination des principales Malvales "Fibres Jutières"	10
2.2. Section Furcaria D.C.	10
2.3. Domestication	16
2.4. Description botanique	17
2.4.1. <i>Hibiscus cannabinus</i> L.	17
2.4.2. <i>Hibiscus sabdariffa</i> var. <i>altissima</i> Wester	17
2.5. Structure de la tige	21
2.5.1. Anatomie	21
2.5.2. Maturité textile	27
III. ACCLIMATEMENT	30
3.1. Photopériodisme	30
3.1.1. Réactions	30
3.1.2. Relation "sensibilité à la photopériode et température"	35
3.1.3. Variabilité de la réaction	37
3.2. Choix du groupe de variétés	40
3.3. Exigences écologiques	40
3.3.1. Climat	40
3.3.2. Sols	41
3.3.3. Comparaison avec le jute	41
IV. PROBLÈMES PARASITAIRES	43
4.1. Chancre du collet de la roselle	43
4.1.1. Symptômes, importance économique, répartition géographique	43
4.1.2. Caractéristiques de l'organisme responsable	45
4.1.3. Influence de l'environnement	46
4.1.4. Influence des facteurs intrinsèques à la plante	48
4.1.5. Méthodes de lutte	48
4.2. L'antracnose du kénaf	48
4.2.1. Symptômes, importance économique, répartition géographique	48
4.2.2. Caractéristiques de l'organisme responsable	50
4.2.3. Influence de l'environnement	50
4.2.4. Influence des facteurs intrinsèques à la plante	50
4.2.5. Lutte	51
4.3. Les Nématodes	51
4.4. Autres maladies	53
4.4.1. Maladies des plantules	53
4.4.2. Les pourritures des racines et du collet	55
4.4.3. Maladies des tiges et des feuilles	55
4.4.4. Maladies de flétrissement	55
4.4.5. Liste des micro-organismes signalés sur les hibiscus textiles	56
4.5. Les insectes parasites	56
Liste des principaux insectes signalés en Afrique sur les hibiscus textiles	57
V. AMÉLIORATION VARIÉTALE	58
5.1. Estimation de la production d'une fibre de qualité	58
5.1.1. Rendement en fibre	58
5.1.2. Composantes de la production	59
5.2. Appréciation de la résistance aux maladies et aux nématodes	59
5.2.1. L'antracnose du kénaf	59
5.2.2. Le chancre du collet de la roselle	59
5.2.3. Nématodes	61
5.3. Caractères qualitatifs	61
5.4. Régimes de fécondation	61
5.5. Origine des variétés de kénaf	62
5.5.1. Le Fonds "El Salvador"	62
5.5.2. Le Fonds "Russe"	64
5.5.3. Le Fonds "Soudan"	64
5.5.4. Les formes <i>simplex</i> et <i>purpureus</i>	66
5.6. Origine des variétés de roselle	67
5.7. Variabilité génétique et sélection	67
5.7.1. Hybridations interspécifiques	67
5.7.2. Mutagénèse expérimentale	70
5.8. Sauvegarde des ressources génétiques	70
VI. BIBLIOGRAPHIE	72 - 81

INTRODUCTION

Depuis le début du siècle, l'idée de développer en Afrique une production de fibres de sacherie extraites après rouissage et dilacération des écorces de diverses plantes appartenant principalement à l'ordre des Malvales a été envisagée à chaque période de hausse du prix du jute dont la production était limitée au Continent Asiatique. Certaines conditions d'utilisation et des facteurs économiques ont limité le recours à certaines matières premières d'emballage telles que :

- le papier, à cause de son utilisation plus adaptée à l'emballage non-consigné du paquet de petite dimension ;
- le sisal, le hennequen et l'abaca pour la grossièreté et la rugosité de leurs toiles qui les font souvent refuser par les transporteurs et les utilisateurs ;
- le coton, le lin, le chanvre et la ramie en raison de leurs prix élevés.

Dès la fin de la Seconde Guerre Mondiale, pour tenter de remédier aux difficultés d'approvisionnement en jute des pays industrialisés d'Europe, des essais comparant les plantes textiles des genres *Corchorus* (jute), *Hibiscus* (kénaf et roselle), *Urena* (paka), *Sida*, *Triumfetta*, *Abutilon* et *Abroma* ont été réalisés par les Services de l'Agriculture du Ghana (8,12), du Nigéria (29), de Tanzanie (140) et du Soudan (259) ; des Compagnies privées au Mozambique (271), au Kenya (154, 235) et en Afrique du Sud (20) et des Instituts de Recherches dont l'I.N.E.A.C. (301) au Zaïre (Gimbi) et l'I.R.C.T. (151) au Maroc (Tadla), en Algérie (Hamadena), au Mali (N'Tarla et Kogoni), en Côte d'Ivoire (Bouaké et Ferkessedougou), au Bénin (Sekou et Parakou), au Tchad (Tikem et Bebedjia), au Cameroun (Maroua), en Centrafrique (Bambari et Damara), au Congo (Madingou) et à Madagascar (Tsaratana).

Ces essais qui faisaient suite aux premières cultures de Kénaf et de roselle d'avant-guerre réalisées aux Indes (138, 164), en U.R.S.S. (290) et en Chine (131) et au projet de développement de la culture du kénaf à Cuba (15) sous l'impulsion des Etats-Unis d'Amérique durant la dernière Guerre mondiale, étaient conduits pendant que l'Inde (99), la Thaïlande (143, 174) et l'U.R.S.S. (290) augmentaient avec succès de façon considérable les superficies plantées ; et que le Viet-Nam (77), Taiwan (78), l'Indonésie (239), l'Egypte (198), l'Espagne (180, 197, 296), et la majorité des pays d'Amérique Latine (19, 24, 87, 88, 133, 142, 164) entreprenaient des actions de développement dont la plupart n'ont duré que quelques années notamment en Espagne et en Amérique Latine.

Les tentatives de transplantation de la culture du jute ont été rapidement abandonnées et les recherches se sont orientées vers des plantes textiles susceptibles d'être cultivées dans des limites moins étroites de photopériodisme, d'humidité, de température et de sol. A l'exception du Bassin Amazonien (Brésil et Pérou), le jute a toujours donné des rendements médiocres en fibres hors des zones traditionnelles de culture du Continent Asiatique (Bangladesh, Inde, Birmanie, Népal et Chine).

L'exploitation organisée des genres *Sida*, *Triumfetta*, *Abutilon* et *Abroma* s'est révélée impossible au Tchad en raison de leur faible développement, et, en Centrafrique, au Bénin, en Côte d'Ivoire et au Mali, pour leur port buissonnant, souvent arbustif, plus adapté à la pratique de la "cueillette". Les variétés d'*Urena*, bien que donnant toujours des rendements satisfaisants, ont été écartées des programmes de développement à cause de leurs exigences culturales et écologiques plus strictes, de leur tendance à la ramification et de leur sensibilité particulière au chancre de la tige causé par *Macrophoma urenae* Guill. C'est l'apparition de cette maladie qui a contraint la SO. FI. CO. en 1955 à cesser ses activités au Congo (152). Les productions de fibre d'*Urena* provenant de l'exploitation des peuplements locaux du Zaïre et de Madagascar se sont maintenues jusque vers les années 1975.

Finalement, les essais ont montré que ce sont, pour la production de fibre, le "kénaf" ou "dah" de l'Afrique Occidentale (*Hibiscus cannabinus* L.) et "la roselle" de l'Afrique Equatoriale (*H. sabdariffa* L. var. *altissima* Wester) qui paraissent les mieux adaptés aux conditions africaines de sol et de climat, sous des latitudes très variables. De plus, le kénaf et la roselle n'étaient pas inconnus de certaines populations rurales qui entretenaient quelques plantes dans le double but de la consommation des feuilles et de la fabrication de cordes, ficelles, filets de pêche et entraves pour le bétail en utilisant les lanières d'écorce ou la fibre extraite par rouissage.

Le "kénaf", mot d'origine persane généralement adopté par les pays anglo-saxons, l'U.R.S.S. et Cuba, est aussi connu sous les noms de "mesta", "palungi", "ambari" et "deccan hemp" en Inde, de "teal" en Egypte, de "stokross" en Afrique du Sud et de "dah" au Mali. La roselle est appelée aussi "oseille de Guinée" ou "jute du Siam", "pusa hemp" en Inde et, le plus souvent par extension "kénaf" en Thaïlande, Côte d'Ivoire et Bénin. La filasse des hibiscus textiles est plus connue sous le nom de kénaf et la plante en se confondant avec le produit a fait l'objet d'un plus grand nombre de recherches agronomiques que la roselle qui, pourtant, du point de vue économique, a huit à dix fois plus d'importance (78) que le kénaf au sens strict (*H. cannabinus* L.).

L'étude des hibiscus textiles en Afrique tropicale comprendra deux parties. La première partie réservée aux particularités de la plante, concernera l'importance économique, les caractères morphologiques, les limites de la culture, les sensibilités aux parasites et l'amélioration variétale des hibiscus textiles. La seconde partie consacrée à la production du kénaf et de la roselle, rassemblera les techniques des cultures pour les fibres et les graines, les modes d'extraction de la fibre, les options culturales dans les programmes de développement et les utilisations nouvelles.

Tableau 1 : Estimations de la production mondiale (en milliers de tonnes) des fibres jutières (Sources F.A.O.)

Continent/Pays	Plante	34/38	46/51	56/57	60/61	65/66	66/67	67/68	68/69	69/70	70/71	71/72	72/73	73/74	74/75	75/76	76/77	77/78	78/79	79/80	80/81	81/82	82/83
Total ASIE		1.500	1.605	2.171	1.957	2.779	3.205	2.941	1.984	3.006	2.697	2.494	2.854	3.252	2.268	2.261	2.398	2.639	3.171	3.093	2.720	2.405	2.400
Bangladesh	Jute		1.327	1.093	804	1.022	1.170	1.157	1.036	1.036	1.280	755	1.170	1.080	715	787	851	997	1.216	1.208	866	783	993
Inde	Hibiscus					42	65	53	23	23	40	17	20	20	11								
	Jute	1.480	123	765	724	992	995	1.128	524	524	1.019	1.022	896	1.120	805	799	963	965	1.161	1.101	1.170	1.080	1.134
	Hibiscus		122	263	205	282	218	227	162	203	203	200	263	245	265	315	323	339	344	306	252		
Thaïlande	Jute		3	2	6	8	11	10	10	10	10	10											
	Roselle		12	17	178	348	661	270	140	140	140	340	400	615	384	308	183	240	300	260	210	213	199
	Roselle		12	17																			
Nepal	Jute	20	6	7	7	39	38	40	30	30	35	55	54	57	41	41	45	56	66	68	59	43	39
Birmanie	Jute			1	4	12	13	18	21	21	22	65	87	77	39	37	18	47	82	94	90	25	21
	Hibiscus					1	1	1	1	1	1	1	1	1									
Indonésie	Hibiscus					5	8	16	13	13	8	14	8	14	22	18	18	8	4	11	12	8	14
Iran	Kénaf		4	5	6	5	5	2	3	4	3	2	3	2	2	2	2	2	2	2	2	2	1
Khmère	Jute/Hibiscus					2	2	4	6														
Viet-Nam Sud	Jute/Hibiscus				2	4	2	1	1														
Japon	Jute		1	1	1	1																	
Autres			7	17	20	16	16	14	14	29	26	10	15	3	4	4	3	1	1	5	5	6	7
Total Amérique Latine			14	56	80	79	73	67	83	66	75	83	90	94	92	100	115	95	96	80	113	84	72
Brésil	Jute		10	40	57	52	44	40	51	32	30	22	22	32	48	40	100	85	86	70	98	69	57
	Malva		4	16	18	14	17	14	16	18	27	40	43	45	30	45							
Pérou	Jute					3	1	2	3	4	6	8	10	5	2	2	4	4	4	4	4	4	4
El Salvador	Kénaf					4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	5	5	1	1	1	1	1	1
Cuba	Kénaf					3	4	4	4	4	5	5	7	7	7	7	5	5	5	5	10	10	10
Autres	Kénaf				5	3	3	3	3	3	3	3	4	1	1	1	1						
Total AFRIQUE			19	20	16	14	19	18	24	28	35	39	40	34	24	24	19	17	20	21	20	16	14
Total PAYS DE L'EST		10	36	257	340	446	517	549	557	567	614	664	964	1.262	840	878	907	931	1.161	1.162	1.163	693	713
Chine	Jute		12	84	108	132	160	165	170	175	200	225	900	1.200	775	816	840	871	1.098	1.099	1.100	630	650
U.R.S.S.	Abutilon/Hibiscus		24	170	216	258	300	315	325	325	350	375											
Viet-Nam	Kénaf	10		3	16	40	41	53	45	45	46	46	47	47	50	45	49	47	50	50	50	45	45
					16	16	16	16	17	18	18	18	17	15	15	17	18	13	13	13	13	18	18
Total Monde	Jute + Hibiscus	1.510	1.674	2.504	2.393	3.318	3.814	3.575	2.648	3.663	3.421	3.280	3.948	4.642	3.224	3.263	3.439	3.682	4.448	4.356	4.056	3.205	3.206
Total Monde	Jute	1.470	1.489	2.010	1.731	2.276	2.446	2.575	1.863	2.609	2.375	2.170	2.682	3.028	2.062	2.083	2.209	2.531	3.012	2.953	2.671		
Total Monde	Hibiscus	40	185	494	662	1.042	1.368	1.000	785	1.054	1.046	1.110	1.266	1.614	1.162	1.180	1.230	1.151	1.436	1.403	1.345		
Total Monde	% Hibiscus		11.1	19.7	27.7	31.4	35.9	28.0	29.7	28.8	30.6	33.8	32.1	34.8	36.0	36.1	35.8	31.3	32.3	32.2	33.5		

I. PRODUCTION FIBRE

Vers les années 1950, les hibiscus textiles ont commencé à acquérir réellement une importance économique. Le kénaf, bien qu'utilisé en Afrique depuis de nombreux siècles pour des besoins domestiques et cultivé au début du siècle sur des superficies limitées en Inde, U.R.S.S. et Chine n'a pas été exploité commercialement avant la fin de la Seconde Guerre Mondiale. La roselle, sous sa forme textile, était inconnue en dehors de l'Afrique avant 1911 et sa culture industrielle a débuté à Java vers 1938 (79, 135, 136, 137).

1.1. IMPORTANCE ECONOMIQUE MONDIALE

La quantité de fibre de sacherie produite actuellement par les hibiscus textiles dépasse largement un million de tonnes et représente plus de 30 % de la production des fibres jutières : jute, kénaf, roselle, urena, triumfetta et abutilon (4.356.000 tonnes en 1979/1980), la fibre de roselle participant pour plus de 70 % à la production du genre *Hibiscus*. La Thaïlande (200.000 à 600.000 tonnes de roselle), l'Inde (150.000 à 300.000 tonnes de roselle et quelques milliers de tonnes de kénaf) et la Chine (200.000 à 300.000 tonnes de kénaf et de roselle) sont les principaux pays producteurs. Les pays d'Amérique Latine et d'Afrique ne dépassent pas respectivement 15.000 tonnes de kénaf et 25.000 tonnes de kénaf et de roselle (92, 93 ; tableaux 1 et 2).

Tableau 2 — Estimations de la culture des fibres jutières dans les principaux pays producteurs
(Source F.A.O., 92)

	BANGLADESH		INDE		THAILANDE
	Jute	Hibiscus	Jute	Hibiscus	Jute et Hibiscus
Superficie (1000 ha)					
1973-74	889	16	793	370	502
1974-75	584	9	664	319	404
1975-76	511		585	330	329
1976-77	659		739	350	162
1977-78	741		795	360	262
1978-79	870		888	377	324
1979-80	749		842	385	259
1980-81	555		942	358	202
1981-82	522		871	343	222
1982-83	731				223
Rendement (qx/ha)					
1973-74	12,1	12,5	14,1	7,1	11,6
1974-75	12,2	12,5	12,1	7,7	9,5
1975-76	15,3		13,7	8,0	9,5
1976-77	12,9		13,0	9,0	11,3
1977-78	13,5		12,1	8,8	9,2
1978-79	13,5		13,1	8,8	9,9
1979-80	16,1		13,0	9,0	10,0
1980-81	15,6		12,0	8,0	11,0
1981-82	16,5		13,0	9,0	11,0
1982-83	16,1				
Production (t)					
1973-74	1.080	20	1.120	263	615
1974-75	715	11	805	245	384
1975-76	783		803	246	308
1976-77	851		963	315	183
1977-78	997		965	316	240
1978-79	1.117		1.161	332	320
1979-80	1.208		1.101	344	260
1980-81	866		1.170	306	210
1981-82	860		1.134	306	250
1982-83	1.177				253

La filasse en torche de kénaf et de roselle souvent moins souple et plus tenace que celle du jute de première qualité est transformée en fil qui sert au tissage de toiles destinées à l'emballage des gros colis et à la fabrication de sacs pour le transport des produits agricoles alimentaires. Tout comme le jute, le kénaf et la roselle servent de support, d'armature et de protection dans de nombreux articles : literie (matelas à ressorts, dessous de sommiers), d'ameublement (sangles, protections des fauteuils, tapis, décoration, revêtements des sols), de l'industrie automobile (toiles, feutres d'insonorisation), de la construction (coffrage, toiles d'étanchéité, isolation phonique), de câblage (guipage des câbles), etc..., qui peuvent être doublés de papier, de brai, de polyvinyle pour obtenir des emballages complexes adaptés aux produits à transporter.

Bien que la consommation augmente légèrement chaque année en absorbant toute la production, les fibres jutières, depuis l'apparition du transport en vrac et surtout du polypropylène, n'ont cessé de perdre des marchés et sont exclues des tissus autres que les revêtements et les tissus à usages spéciaux. Le commerce de la dernière décade des fibres jutières et des produits transformés manifeste un recul constant et s'est traduit par le déplacement de l'implantation de l'industrie des fibres jutières des pays industrialisés vers les pays en développement, principalement les pays producteurs. Les importations mondiales de fibres jutières en 1980 atteignent un demi-million de tonnes, soit environ 35 % de moins que dans les années soixante-dix. L'augmentation des importations des pays en développement est compensée par un recul constant des importations des pays développés. Toutefois, la diminution des importations de fibres dans certains pays de l'Europe de l'Ouest est partiellement équilibrée par de plus fortes importations de produits jutiers de sorte que les échanges commerciaux se maintiennent à 1,4 million de tonnes. La contraction des activités de transformation de ces pays qui a atteint plus de 70 % en vingt ans est encore accélérée par la recession économique et la perspective de la libre entrée dans la Communauté économique européenne des produits jutiers du Bangladesh et de l'Inde en 1983. Les échanges commerciaux dans l'avenir porteront de façon croissante sur les produits manufacturés plutôt que sur les fibres. Les produits transformés constituent déjà près de 70 % des échanges mondiaux contre 60 % au début des années soixante-dix (tableau 3).

Tableau 3 — Importations de Fibres (F) et d'articles manufacturés (A) de jute, de kénaf et de plantes apparentées (en 1.000 tonnes, F.A.O. CCP : Ju 81/8, F.A.O. Dec. 1981)

Région	1962-64		1972-74		1977		1980	
	F	A	F	A	F	A	F	A
Amérique Latine	16	165	31	99	13	83	20	64
Afrique	20	92	73	57	63	71	64	48
Asie	72	120	90	55	62	54	92	96
Moyen-Orient	24	97	32	122	39	130	49	168
Amérique du Nord	80	440	26	428	14	312	10	202
Europe de l'Ouest	496	135	343	91	186	109	119	131
Europe de l'Est	79	60	78	128	68	121	86	120
Océanie	7	115	20	67	11	75	11	70
Japon et autres	111	61	82	99	51	77	44	78
TOTAL	905	1.285	775	1.146	507	1.032	495	977
Echanges % Articles	2.190 59		1.921 60		1.539 67		1.472 69	

1.2. EVOLUTION DE LA PRODUCTION EN AFRIQUE TROPICALE

De 1950 à 1960, ce sont les difficultés rencontrées pour accéder au marché international qui limitèrent le développement des hibiscus textiles en Afrique. Ils furent longtemps considérés comme des succédanés du jute. Les causes furent principalement le retour à l'abondance de jute à bon marché, la réputation exagérée des qualités du jute par rapport à la fibre du kénaï ou de la roselle, et la méfiance des usiniers habitués à une présentation et un classement qui facilitaient leurs prévisions en filature.

Puis vers 1965-1970, l'auto-approvisionnement en produit d'emballage a constitué l'une des préoccupations de nombreux responsables Africains qui ont décidé de développer des cultures de plantes à fibre jutières pour alimenter des usines de sacherie déjà existantes ou dont l'implantation était imminente. La production de ces fibres a atteint quelques milliers de tonnes en Egypte (10.000 à 15.000 t de kénaï), au Zaïre (6.000 t d'urena et de triumfetta), au Mozambique (2.000 t de kénaï), en Angola (1.000 à 2.000 t de kénaï), au Bénin (2.000 à 3.000 t de roselle), à Madagascar (2.500 t d'urena) et, quelques centaines de tonnes en Ethiopie (50 à 200 t de kénaï) au Kenya (100 à 200 t de kénaï), en Tanzanie (100 à 150 t de kénaï), au Soudan (100 t de kénaï), en Centrafrique (600 à 800 t de roselle), en Côte d'Ivoire (100 à 400 t de kénaï) et au Mali (200 à 500 t de kénaï et de roselle) (95, 96, tableau 4). La plupart de ces pays ont fait des efforts importants pour accroître leur production qui ne s'est maintenue au plus haut niveau que pendant quelques années. Ensuite, elle a régulièrement diminué ; faiblement en culture paysanne et manuelle, à l'exception du Mali qui a atteint 2.000 tonnes, et, fortement en culture industrielle et mécanisée ; au point que le Mozambique (1972), le Bénin (1974), la Tanzanie (1974), puis la Côte d'Ivoire (1976) ont fermé leurs exploitations et que les 2 domaines agro-industriels implantés au Soudan rencontrent des difficultés de gestion pratiquement insurmontables (38, 42).

La production africaine qui atteignait 25.000 tonnes est retombée à moins de 20.000 tonnes (tableau 5) représentant moins de 10 % de la consommation des fibres jutières (tableau 6) ou de la capacité de transformation en produits manufacturés et à peine 20 % de la production des usines installées (tableau 7). Ces pays, dans les années à venir, soit continueront à dépendre des importations en provenance du continent asiatique, soit poursuivront leur transformation pour travailler du sisal (Tanzanie et Kenya), soit passeront à la fabrication de sacs en polypropylène (Zambie, Mozambique, Mali, etc...) ou fermeront des usines.

Tableau 4 : Production des hibiscus textiles en Afrique au Sud du Sahara (tonnes de fibres)

Année	Centrafri. (1) Roselle	C. d'Ivoire (2) Kénaï	Bénin (3) Roselle	Mali (4) Roselle	Ghana (5) Roselle	Nigéria (5) Roselle	Caméroutn (6) Roselle	Mozambique (7) Kénaï	Soudan (8) Kénaï
1961	2				} Moy. 100	} Moy. 100			
1962	7	1							
1963	68	2							
1964	218							1.193	
1965	97	5						2.422	
1966	132	5			} Moy. 100	} Moy. 100		2.415	
1967	287	1.500	182	7				2.789	
1968	620	51		23				3.250	
1969	576	312	1.800	119				3.566	
1970	404	340	2.500	212				Arrêt	
1971	798	83	532	430	200	500			
1972	638	90	83	638	200	500			
1973	505	234	300	760	200	500			
1974	803	636	200	1.130	100	500	25		
1975	300	Arrêt	100	1.425	200	200	62		
1976	199		Arrêt	1.296	100	100	100		420
1977	Arrêt			1.096	100	100	?		741
1978				1.935	100	100	63		950
1979				2.076	100	100	?		1.200
1980				1.648	100	100	?		?

Capacité (tonnes de fibres) de production des usines

	800	6.000	2.600	3.000	7.000	20.000	9.000		9.000
--	-----	-------	-------	-------	-------	--------	-------	--	-------

Sources

(1) Ministère de l'Agriculture — Bangui
(2) Ministère de l'Agriculture — Abidjan
(3) Sofitex — Cotonou

(4) CMDT — Bamako
(5) Estimation F.A.O.
(6) Marchés Tropicaux

(7) F.A.O. — Maputo
(8) Ministère de l'Industrie — Khartoum

**Tableau 5 — Production des fibres jutières (essentiellement hibiscus textiles et, très peu, d'urena)
par "sous-régions" d'Afrique (en 1.000 tonnes, Sources F.A.O., 98, 99, 100, 101)**

Sous-régions	Moyennes		
	1962-64	1972-74	1978-80
Afrique du Nord-Ouest (Maroc, Algérie, Tunisie)	0,0	1,3	0,3
Afrique du Nord-Est (Egypte, Soudan)	1,0	13,5	13,0
Afrique de l'Ouest (Mali, Côte d'Ivoire, Ghana, Bénin, Nigéria)	0,3	1,7	1,7
Afrique Centrale (Cameroun, Centrafrique, Zaïre, Angola)	9,4	5,6	2,3
Afrique de l'Est (Ethiopie, Kenya, Tanzanie, Mozambique, Madagascar)	2,9	3,3	0,6
Afrique	13,6	25,4	17,9
Monde	3.228,0	3.617,9	4.253,6

**Tableau 6 — Consommation des fibres jutières (jute, hibiscus textiles et urena) par "sous-régions" d'Afrique
(1.000 tonnes) (Sources F.A.O., 98, 99, 100, 101)**

Sous-régions	Moyennes de la consommation apparente+		
	1962-64	1972-74	1978-80
Afrique du Nord-Ouest	9,5	16,2	25,2
Afrique du Nord-Est	77,5	83,3	86,2
Afrique de l'Ouest	59,3	45,8	31,2
Afrique du Centre	16,3	15,0	14,9
Afrique de l'Est	45,3	69,4	59,7
Afrique	207,9	229,7	217,2
Monde	3.278,9	3.540,4	3.893,6

+ Production plus commerce de fibres et de produits de fibres jutières exprimés en équivalent fibres.

Tableau 7 — Estimations des capacités et niveaux de production des manufacturés de fibres jutières dans les pays africains, en tonnes de fibre. (Sources F.A.O., 97, 98, 99, 100, 101)

Pays	Nb usines	Capacité	Niveau de production
Algérie	2	12.000	9.500
Angola	1	6.000	5.000
Bénin	1	5.000	fermée
Cameroun	1	9.000	2.000
Centrafrique	1	800	500
Côte d'Ivoire	1	12.000	10.000
Egypte	3	40.000	38.000
Ethiopie	3	12.800	12.800
Ghana	1	10.000	2.300
Kenya	2	12.000	10.000
Madagascar	1	4.000	3.000
Mali	1	4.000	1.200
Maroc	4	10.500	7.000
Maurice	1	2.500	1.800
Nigéria	2	29.000	6.000
Ouganda	1	6.000	6.000
Sierra-Léone	1	2.800	2.000
Soudan	2	11.000	2.000
Tunisie	2	5.200	4.500
Zaïre	2	6.000	4.500
Zimbabwe	1	3.000	1.700
TOTAL Afrique	34	203.600	129.800

1.3. PERSPECTIVES

Au cours des prochaines années, la production de fibre de kénaf et de roselle restera concentrée dans un petit nombre de pays asiatiques : Inde, Chine et Thaïlande. Elle variera de 1 à 1,5 million de tonnes suivant les conditions climatiques et les prix concurrentiels des cultures de remplacement, notamment le riz pluvial.

La fabrication des produits de transformation (filés, toiles, sacs, nattes, tapis, cordages) continuera à se concentrer dans cette région et les exportations de fibre brute resteront limitées à des pays africains en voie de développement.

Avec la diminution du prix des fibres jutières depuis 1980 et la hausse sensible mais limitée du polypropylène, une grande partie des coûts de production ayant été absorbée par une réduction des marges bénéficiaires des sociétés pétrochimiques, les articles en fibre naturelle se trouvent en meilleure position par rapport aux produits synthétiques. La position concurrentielle favorable des fibres jutières devrait se confirmer en raison de l'augmentation persistante des coûts de production et de l'insuffisance croissante de l'offre qui risquent d'exercer une forte pression à la hausse sur les prix réels du polypropylène. Le maintien de cet avantage dépendra de la capacité des exportateurs thaïlandais à stabiliser les prix du kénaf et de la roselle au niveau actuel : 150 livres sterling la tonne de fibre catégorie "A", F.O.B. Bangkok avec paiement à vue (tableau 8).

Tableau 8 — Moyennes annuelles (juillet-juin) des prix représentatifs en livre-sterling par tonne de jute "BWD" f.o.b. Chittagong-Chalna et de kénaf "TAI A" f.o.b. Bangkok. (Sources F.A.O., 93)

Campagne	Jute BWD	Kénaf TAI A	Campagne	Jute BWD	Kénaf TAI A
1966/67	113	67	1974/75	185	99
1967/68	105	51	1975/76	159	118
1968/69	124	76	1976/77	177	170
1969/70	116	65	1977/78	197	177
1970/71	116	78	1978/79	208	143
1971/72	139	99	1979/80	156	158
1972/73	115	100	1980/81	130	157
1973/74	121	82	1981/82	151	143

Le tableau 9 donne l'évolution des prix C.I.F. de fibres jutières importées à Boulogne (France) et à Abidjan (Côte d'Ivoire). Ces derniers prix qui sont nettement inférieurs aux prix maliens de la "fibre rendue usine", le prix payé au producteur étant le plus souvent doublé par des frais divers prohibitifs (tableau 10), condamnent, au moins à court-terme, tous les projets de développement d'une production de fibre textile de kénaf et de roselle dans cette région africaine.

Cependant, cette situation pourrait s'améliorer à moyen-terme par la mise au point de nouveaux processus technologiques permettant :

- l'obtention de filés plus fins et de tissus plus légers (Inde) ;
- le remplacement de la fibre de verre par de la fibre textile dans les plastiques moulés (Inde) ;
- et la valorisation de la tige entière sans extraction de la fibre textile pour la fabrication de pâte à papier (Thaïlande, Bangladesh) et de carton destiné à l'industrie du bâtiment (Inde).

Tableau 9 — Evolution des prix de fibres jutières en dollars (\$ U.S.) à la tonne C.I.F. et parité en francs français (F.F.) et maliens (F.M.).

Date	Parité du \$ U.S. en F.F.	B.W.D. (jute)	Népal Hearts (jute)	Cuttings (jute)	Kénaf Chine ST 75 A
BOULOGNE (France)					
27.12.79	4.02	460	430	245	395
30.06.80	4.10	425	384	202	386
30.12.80	4.55	480	374	206	429
29.01.81	4.82	480	374	206	434
27.02.81	5.01	470	370	206	424
ABIDJAN (Côte d'Ivoire)					
	en F.M.				
02.04.81	500	475	410	250	500

Tableau 10 — Estimations pour la campagne 1980/81 du prix de revient d'un kilogramme de fibre de kénaf ou de roselle rendu à l'usine de San au Mali. (Sources C.M.D.T. Bamako)

Eléments du prix de revient	Prix de revient (francs maliens)
1. Prix d'achat producteur	187.4
2. Frais de marché	14.9
3. Frais d'encadrement	39.7
4. Evacuation centres de pressage	20.1
5. Revient centre de pressage	262.1
6. Perte par dessiccation	15.7
7. Revient avant pressage	277.8
8. Frais de mise en balles	16.9
9. Frais d'évacuation sur usine Somasac	40.8
10. Revient brut magasin Somasac	335.5
11. Assurances	1
12. Intérêts bancaires	16.8
13. Commission CMDT 5 %	17.7
14. Revient usine TOTAL	371.0

II. LA PLANTE

Hibiscus cannabinus L. et *H. sabdariffa* L. sont des dicotylédones dialypétales de l'ordre des Malvales auquel appartiennent de nombreuses plantes textiles tropicales. De la famille des Malvales et de la tribu des Hibiscées, les hibiscus textiles dépendent de la section *Furcaria* D.C. du genre *Hibiscus* L. (144).

2.1. DÉTERMINATION DES PRINCIPALES MALVALES "FIBRES JUTIERES"

Comme les genres *Corchorus* (jute) et *Triumfetta* de la famille des Tiliacées, *Abroma* de la famille des Sterculiacées, *Gossypium* (cotonnier), *Abutilon*, *Urena* et *Sida* de la famille des Malvacées, le genre *Hibiscus* est caractérisé du point de vue botanique par des fleurs cycliques (pièces florales disposées en verticilles successifs insérés presque au même niveau), pentamères régulières à sépales en préfloraison valvaire (sépales dans le bouton floral ne se recouvrant pas) avec une androcée à nombreuses étamines (méristèmone) souvent soudées en faisceaux (polyadelphie) ou en un tube unique (monadelphie) entourant le pistil.

Le gynécée est formé de 5 carpelles soudés en un ovaire pluriloculaire à placentation axile (autant de loges distinctes que de carpelles ; ovaires insérés sur les placentas occupant l'angle interne de chaque loge, leur ensemble formant une colonne).

L'ordre est fortement marqué au point de vue anatomique par la présence de poils multicellulaires ramifiés, par un appareil sécréteur à mucilage (cellules isolées, poches lysigènes, canaux schizogènes), et par la présence dans la tige de cônes libériens effilés à leur pointe fournissant parfois des fibres textiles (28).

Le genre *Hibiscus* se distingue par des anthères uniloculaires, des étamines monadelphes, un calice gamosépale, un calicule à nombreuses bractées étroites et une capsule loculicide (34, 40, 254, tableau 11).

2.2. SECTION FURCARIA DC.

La Section *Furcaria* DC. rassemble plus de quarante espèces caractérisées par :

- un calice persistant qui, à maturité, devient coriace chez le kénaf et la forme textile de la roselle (*H. sabdariffa* L. var. *altissima* Wester) ou succulent chez la forme comestible de la roselle (200) ou "karkade" (*H. sabdariffa* L. var. *sabdariffa*) et qui possède 10 côtes saillantes (nervure médiane de 5 sépales et suture de la jonction de 2 sépales) ;

- de nombreuses bractéoles (7 à 12) libres, ou soudées légèrement à leur base, et fréquemment fourchues ;
- et des graines anguleuses qui sont pubescentes ou écailleuses mais jamais velues ou laineuses.

Les espèces sont distribuées dans 2 centres principaux, le plus grand correspond à l'Afrique tropicale et le second est limité à l'Amérique tropicale (tableau 12). La Section *Furcaria* DC. dont le nombre chromosomique de base est $x = 18$, constitue une série d'allopolyploïdes atteignant le niveau décaploïde avec une diversification en de nombreux génomes de base, probablement plus d'une quinzaine (189, 192) et peut-être une vingtaine (182).

Les espèces diploïdes du Vieux Monde ($2n = 2x = 36$) : *H. cannabinus* L. et *H. asper* Hook de l'Afrique de l'Ouest possèdent le génome "A" (191) ; *H. surattensis* L. disséminé en Afrique tropicale, *H. sudanensis* Hochr. limité au Bassin du Congo et *H. mastersianus* Hiern de Tanzanie et d'Angola, ont respectivement les génomes "B" "G" et "X" (188, 190, 317).

Parmi les espèces tétraploïdes du Vieux Monde ($2n = 4x = 72$) : *H. acetosella* Welw. ex. Hiern de l'Angola et *H. radiatus* Cav. de l'Est de l'Inde ont un génome commun "A" avec *H. cannabinus* L. (187, 263) et un second génome "B" commun avec *H. surattensis* L. (191) tandis que *H. sabdariffa* L. domestiqué en Afrique de l'Ouest et *H. meeusei* Exell. de l'Afrique du Sud ont un génome "A" commun avec *H. cannabinus* L. (190) et un second génome différent respectivement désigné par "X" et "Y" (190) ; *H. rostellatus* Guill. et Perr. de l'Afrique de l'Ouest et du Centre a un génome "G" commun avec *H. sudanensis* Hochr. (191) et un génome inconnu "H" (Fig. A).

Tableau 11 — DÉTERMINATION DES PRINCIPALES MALVALES TEXTILES

A . Base du limbe trinervée ou 5-9 nervée :

B . Une glande visqueuse à la base de la nervure ou des 3 nervures médianes sous le limbe :

C . Sous-limbe pointillé de noir, calicule à 3 grandes bractées foliacées et laciniées au sommet *Gossypium*

CC . Pas de calicule à la base du calice, fleurs mauves, sous-limbe tomenteux-grisâtre, carpelles couverts d'aspérités sub-épineuses courtes *Urena*

CCC . Calicule formé de 7-12 bractées linéaires en couronne, bractées fourchues ou non *Hibiscus*
(*H. cannabinus* L.)
(*H. sabdariffa* L.)

BB . Pas de glande visqueuse à la base :

C . 3 à 12 bractées plus larges que longues *Abroma*

CC . 7 à 12 bractées filiformes ou lancéolées *Hibiscus*
(*H. esculentus* L.)

CCC . Pas de calicule à la base du calice :

D . Feuille pétiolée ou base du limbe nettement cordée :

E . Carpelle à 2 ovules ou plus *Abutilon*

EE . Carpelle à 1 ovule *Sida*

DD . Base du limbe trinervée :

E . 2 filaments à la base des feuilles *Corchorus*

EE . Fruit armé d'épines *Triumfetta*

Tableau 12 — Espèces du genre *Hibiscus* appartenant à la Section *Furcaria* DC étudiées par MENZEL, WILSON, BYRNES et MARTIN (182, 188, 190, 191, 192, 317, 321, 323)

Espèces	Génome	n	Origine et distribution
<i>H. asper</i> Hook	A	18	Afrique de l'Ouest et du Centre (Dah des Somonos)
<i>H. cannabinus</i> L.	A	18	Afrique puis introduit en Inde (Dah des Bambaras)
<i>H. sudanensis</i> Hochr.	G	18	Afrique (Congo)
<i>H. surattensis</i> L.	B	18	Afrique, Inde, Sud — Est asiatique
<i>H. mastersianus</i> Hiern	X	18	Afrique (Tanzanie, Rhodésie et Angola)
<i>H. mechowii</i> Garcke		18	Afrique
<i>H. acetosella</i> Welw. ex Hiern	A B	36	Afrique (Angola), introduit en Inde et Amérique
<i>H. meeusei</i> Exell.	A X	36	Afrique (Transval ; Rhodésie du Sud)
<i>H. sabdariffa</i> L.	A Y	36	Afrique de l'Ouest (Ghana)
<i>H. rostellatus</i> Guill. et Perr.	G H	36	Afrique de l'Ouest du Sénégal au Bassin du Congo
<i>H. diversifolius</i> Jacq.	C E D F	72	Afrique, Amérique Sud, Australie et Pacifique
<i>H. radiatus</i> Cav.	A B	36	Inde et Birmanie, introduit en Afrique
<i>H. furcatus</i> Roxb.	B G W Z	72	Inde et Sri-Lanka
<i>H. costatus</i> A. Rich	P	18	Amérique Centrale
<i>H. aculeatus</i> Walt.	G P	36	Sud-Est des U.S.A.
<i>H. bifurcatus</i> Cav.	G P	36	Amérique Sud, Caraïbes, Floride
<i>H. furcellatus</i> Lam.	G P	36	Amérique Sud, Caraïbes, Floride, Hawaï
<i>H. uncinellus</i> DC.	G P	36	Sud Mexique
<i>H. peruvianus</i> R.E. Fries		36	Amérique Sud
<i>H. maculatus</i> Lam.	C D E F R	90	Cuba et Colombie
<i>H. heterophyllus</i> Vent	G J V	54	Australie
<i>H. splendens</i> Fras. ex. Grah	G J V	54	Australie
<i>H. menzelii</i> F.D. Wil et N. Byrnes		54	Australie
<i>H. meraukensis</i> Hochr.		54	Australie
<i>H. symonii</i> F.D. Wil. et N. Byrnes		54	Australie
<i>H. zonatus</i> F. Muell.		54	Australie
<i>H. brackenridgei</i> Gray	K L N N	72	Hawaï

Fig. A - DISTRIBUTION EN AFRIQUE DES HIBISCUS DE LA SECTION FURCARIA DC.
D'après MENZEL et WILSON (1990)

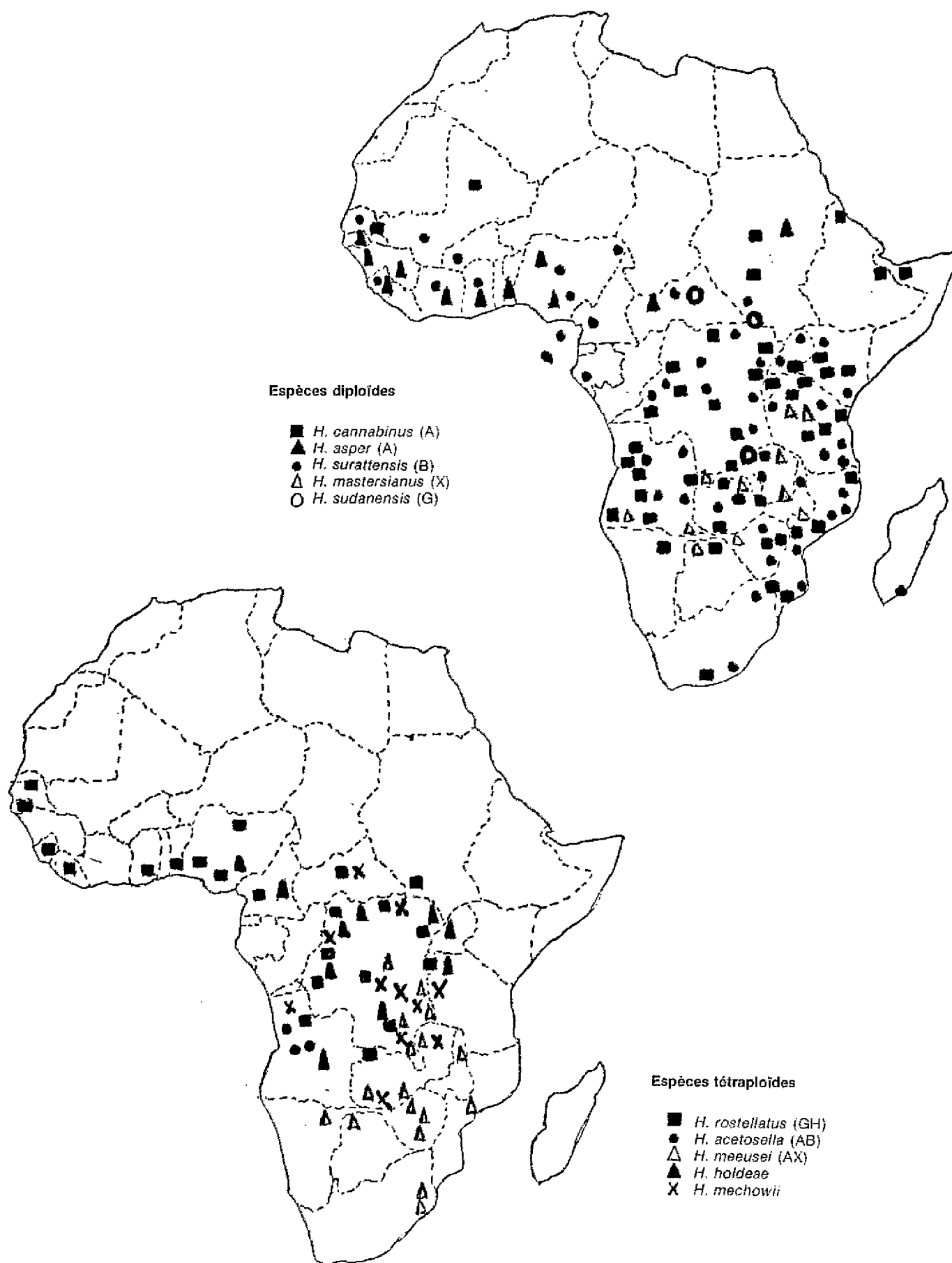


Fig. B — DISTRIBUTION DES HIBISCUS DE LA SECTION FURCARIA DC.
d'après MENZEL et WILSON (190)



Fig. C — DISTRIBUTION HIBISCUS DE LA SECTION FURCARIA D.C.
d'après MENZEL et WILSON (190)

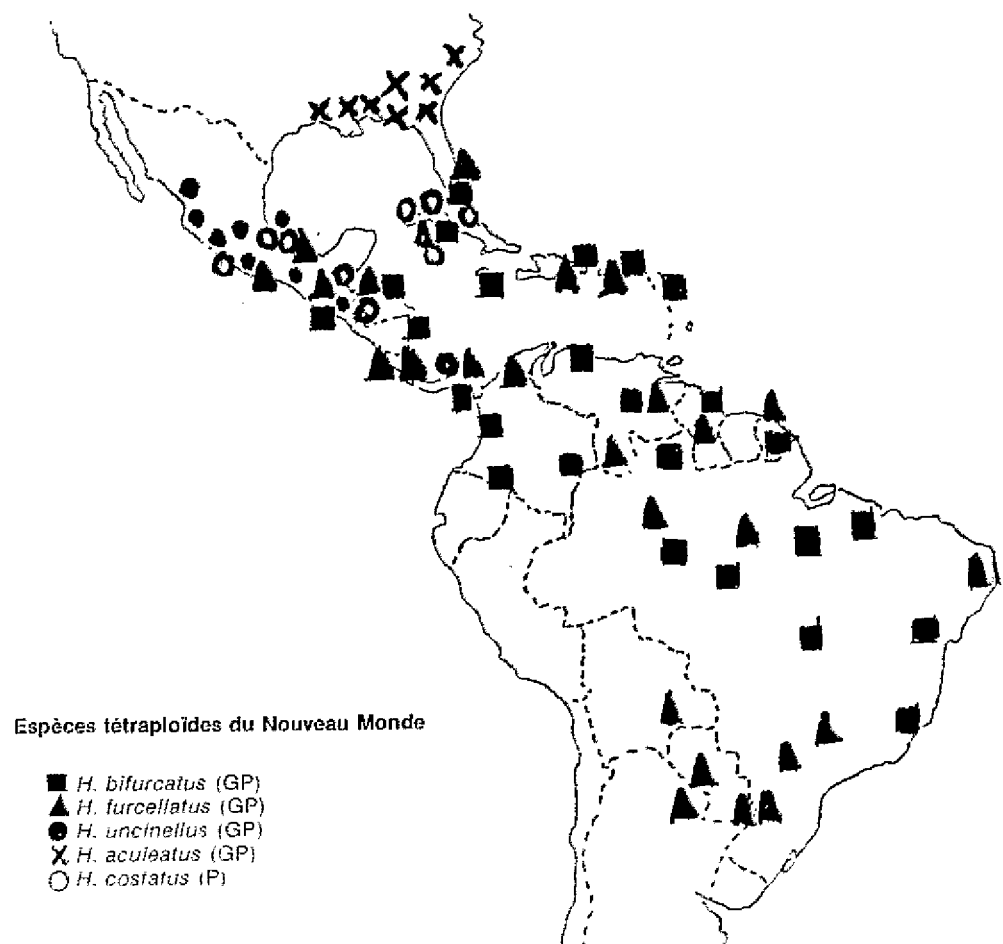


Tableau 13 — Caractères morphologiques particuliers des principales espèces africaines de la Section Furcaria D.C. du genre *Hibiscus* d'après MENZEL, WILSON, 1964 (317) ; BOULANGER, 1972, (37).










Espèces	Glande Calice + (présence) — (absence)	Bractéole (Apex) E (entière) F (fourchue)	Feuille	Fleur couleur	Caractère discriminant
<i>H. asper</i> (A)	+	E 	lobée (3-7)	jaune	soies rigides sur le calice sans présence d'un duvet blanc
<i>H. cannabinus</i> (A)	+	E 	entière ou lobée	crème	soies rigides et duvet blanc sur le calice
<i>H. sudannensis</i> (G)	—	F 	peu à très lobée	jaune	bractéole à peine fourchue
<i>H. surattensis</i> (B)	—	F foliacée 	très lobée	jaune	pas de glande visqueuse à la base du limbe
<i>H. acetosella</i> (AB)	+	F foliacée 	peu lobée lobes larges	rose à jaune	bractéoles entourant le calice
<i>H. meeusei</i> (AX)	+	F 	peu lobée ou entière	crème	limbe peu lobé ou entier
<i>H. sabdariffa</i> (AY)	+	E canal 	très lobée	crème	canal prononcé et calice charnu : var. <i>sabdariffa</i> empreinte du canal et calice non charnu : var. <i>altissima</i>
<i>H. rostellatus</i> (GH)	—	F 	peu lobée	jaune	limbe pentagonal ayant 3 pointes triangulaires dans la partie supérieure
<i>H. diversifolius</i> (CDEF)	+	E 	peu lobée	pourpre à jaune	épines denses sur la tige et bractéole spatulée non charnue)



Photo 1 — Bractéoles d'*H. acetosella* Welw ex Hiern nettement fourchues aux extrémités
(Photo J. CADOU, I.R.C.T., M. PESOBA 1977)



Photo 2 — Bractéoles d'*Hibiscus sabdariffa* var. *sabdariffa*, marquées par une dépression aux extrémités.
(Photo J. GUTKNECHT, I.R.C.T., Montpellier, 1980)

Tableau 14 — Caractéristiques de quelques espèces de la section *Furcaria* D.C. par WILSON, 1967 (321)

Espèces	Fibre par plante		Tiges sèches (% matière sèche)	Diamètre tige mm	Indice sensibilité nématodes
	en g	% tiges vertes			
<i>H. cannabinus</i> L. "Everglades 41"	—	6.06	27.59	7.00	4.52
<i>H. cannabinus</i> L. "Everglades 71"	22.4	6.29	24.74	8.52	5.0
<i>H. cannabinus</i> L. (sauvage)	21.2	4.54	22.18	7.64	4.15
<i>H. sabdariffa</i> L. var. <i>altissima</i>	15.3	5.29	23.38	6.56	1.77
<i>H. sabdariffa</i> L. var. <i>sabdariffa</i>	25.3	3.50	17.61	8.19	2.82
<i>H. acetoseila</i> Welw. ex Hiern	14.1	4.40	19.92	6.50	1.02
<i>H. radiatus</i> Cav.	13.7	4.07	18.67	6.07	2.79
<i>H. diversifolius</i> Jacq.	18.0	3.76	18.15	6.61	1.88
<i>H. maculatus</i> Lam.	16.7	4.12	19.75	7.82	1.25
<i>H. furcellatus</i> Lam.	16.5	4.25	21.34	7.84	2.69
<i>H. meeusei</i> Exell.	9.8	4.36	23.42	5.26	3.65
<i>H. surattensis</i> L.	5.4	3.95	21.48	2.99	1.0
<i>H. bifurcatus</i> Cav.	10.2	3.37	19.11	6.24	1.04
<i>H. rostellatus</i> Guill. et Perr.	9.4	2.70	20.37	5.55	1.20
<i>H. sudanensis</i> Hochr.	3.1	3.11	25.36	5.50	2.50

Les espèces polyploïdes du Vieux Continent comprennent 2 octoploïdes ($2n = 8x = 144$) : *H. furcatus* Roxb. qui a un génome homologue "B" avec *H. surattensis* L. (191), un second génome commun "G" avec *H. sudanensis* Horch. et 2 génomes inconnus "W" et "Z" ; et, *H. diversifolius* Jacq. répandu dans toutes les régions tropicales qui a 4 génomes communs "C", "D", "E", "F" avec le décaploïde *H. maculatus* Lam. (Fig. B, 190).

L'espèce diploïde du Nouveau Monde ($2n = 2x = 36$) *H. costatus* A. Rich., dont la distribution est limitée à l'Amérique Centrale, a un génome commun "P" ou "Q" avec les espèces tétraploïdes de ce continent :

- *H. furcellatus* Lam., disséminé sur les terres bien drainées de l'Amérique latine ;
- *H. bifurcatus* Cav., au contraire, croissant dans les terrains marécageux ;
- *H. aculeatus* Walt., distribué le long des plaines côtières de Caroline du Nord au golfe du Mexique ;
- et, *H. uncinellus* D.C., limité au Sud du Mexique. (Fig. C, 188, 190).

Ces quatre espèces auraient un de leurs génomes "P" ou "Q" homologue du génome "G" ou "H" de l'Ancien Monde (192).

Du point de vue botanique (37, 317, tableau 13) : la surface interne de l'extrémité des bractéoles d'*H. sabdariffa* var. *altissima* Wester est légèrement marquée par l'empreinte d'un petit canal, très visible chez les variétés comestibles, tandis que les extrémités des bractéoles de *H. cannabinus*, *H. asper* et *H. diversifolius* sont entières ; celles de *H. radiatus* sont légèrement fourchues et celles de toutes les autres espèces sont très nettement fourchues ;

— les bractéoles sont plus longues que le calice chez *H. bifurcatus* et plus courtes chez *H. furcellatus* et *H. costatus* ;

— *H. surattensis*, *H. radiatus*, *H. rostellatus*, *H. sudanensis* et *H. costatus* ne possèdent pas de glande sur la veine médiane des sépales ;

— les feuilles de *H. costatus* ne sont pas lobées, celles de *H. acetosella*, *H. diversifolius*, *H. meeusei* et *H. bifurcatus* ont des lobes larges et peu profonds tandis que ceux de *H. radiatus*, *H. surattensis* et *H. aculeatus* sont étroits et profonds et que les feuilles de *H. furcellatus* sont à peine lobées ;

— la couleur des pétales est généralement jaune à crème, elle peut aussi être pourpre chez *H. radiatus* et *H. acetosella*, uniquement pourpre chez *H. diversifolius* et bleu lavande chez *H. furcellatus*, *H. bifurcatus* et *H. costatus* ;

— *H. radiatus* et *H. surattensis* n'ont pas de glande visqueuse à la base du limbe ;

— *H. cannabinus* est la seule espèce à présenter un duvet blanc sur le calice.

Ce sont des plantes herbacées annuelles. Leur tige est composée d'une partie centrale ligneuse entourée d'une écorce dans laquelle se trouvent localisés des faisceaux de fibres phloémiennes qui ont des propriétés remarquables : finesse, ténacité, souplesse et résistance à divers agents chimiques et biologiques permettant leur extraction par dégomme chimique ou par rouissage biologique. Si presque toutes ces espèces sont utilisées localement pour leurs fibres, seules les espèces *H. cannabinus* et *H. sabdariffa* sont cultivées dans ce but, en raison de leur port élané et du caractère peu ou pas ramifié de la tige (317, tableau 14).

2.3. DOMESTICATION

Le kénaf et la roselle ont une origine incertaine. Pour certains auteurs : *H. cannabinus* L. et *H. sabdariffa* L. seraient originaires de l'Inde (70, 71, 312) ; pour d'autres ces deux espèces auraient été domestiquées comme plantes alimentaires et textiles en Afrique de l'Ouest quelques 4.000 ans avant J.C. (74, 202, 317). A partir de là, elles se seraient répandues dans les zones où elles sont actuellement cultivées.

Au Mali, des formes sauvages d'*H. cannabinus* L., ou "dah" des Bambaras, se rencontrent encore dans les vallées supérieures du Niger et du Bani. Ces deux zones auraient constitué le centre de domestication (74). Des formes sauvages qui possèdent une plus grande diversité morphologique existent aussi en Angola (317), en Centrafrique (108), au Kenya et en Tanzanie (317, 324) formant des centres de dispersion où elles sont considérées comme des plantes adventices. Elles sont exploitées traditionnellement pour leurs fibres du Sénégal au Nigéria (38, 74, 79) et servent à de nombreux usages domestiques : les feuilles étant utilisées comme légumes, les graines fournissant de l'huile, les différentes parties de la plante entrant dans la fabrication de remèdes (70, 74). Elles auraient été introduites en Inde (310, 311) en passant par le Soudan (50), l'Égypte (86), l'Éthiopie, la Somalie (136), l'Arabie, l'Iran, le Pakistan (135) et en Transcaucasie (242) où ne subsistent pratiquement que des formes cultivées.

La forme comestible *H. sabdariffa* L. var. *sabdariffa* aux calices succulents, aurait, bien avant l'ère chrétienne, été domestiquée sur la côte de l'Afrique Occidentale d'où elle pourrait-être originaire (202) ou introduite de l'Inde (200). Elle est largement répandue depuis plus d'un siècle dans presque toutes les régions tropicales et subtropicales des deux hémisphères : Inde, Java, Jamaïque, Floride, Mexique, Guatemala, Brésil, Australie etc... Par contre, la forme textile *H. sabdariffa* L. var. *altissima* Wester était vraisemblablement inconnue en dehors de l'Afrique avant 1911. Elle fut isolée aux Philippines parmi les formes comestibles issues de graines en provenance du Ghana (313, 314), et, sa dispersion se limite aux régions où elle fut introduite depuis les années 1920 pour la production de la fibre : Cuba, Java, Malaisie, Sri-Lanka, Inde, Bangladesh, Thaïlande, Vietnam, Cambodge, Mali, Ghana, Bénin, Nigéria, Cameroun, Centrafrique, Tanzanie, Mozambique.

2.4. DESCRIPTION BOTANIQUE

2.4.1. *Hibiscus cannabinus* L.

Le kénaf est une plante à tige droite, peu ramifiée, cylindrique ou subanguleuse, glabre ou armée de piquants, atteignant 1,50 à 4 mètres de hauteur. Après un mois et demi de végétation, la pigmentation différencie des types à tiges vertes, vertes avec des taches roses, roses, rouges et pourpres.

Les plantes adultes se répartissent en 2 groupes ; celles produisant des feuilles entières et celles ayant des feuilles fortement lobées dites "palmatiséquées". Sur les premières (Fig. 1), les feuilles sont entières du premier au dernier noeud de la tige tandis que les secondes (Fig. 2) ont des feuilles d'abord entières, petites et cordiformes ; puis à 3 lobes, entre le 5ème et le 8ème noeud ; ensuite à 5 lobes et finalement à 7 lobes à partir du 15-20ème noeud. La transition d'un type de feuille à l'autre s'effectue par des stades intermédiaires et sur un nombre variable de noeuds. Souvent la feuille est découpée d'un seul côté avec, sur l'autre, l'ébauche à peine visible d'un nouveau lobe (22). En fin de végétation des feuilles à nombre réduit de lobes apparaissent au sommet de la plante. Les deux types de feuilles aux bords découpés sont alternes et stipulées (0,5 — 0,8 cm). Le pétiole (3 — 10 cm) est souvent deux fois plus long que le limbe dont la nervure médiane porte une glande à la face inférieure. Le pétiole est vert ou rouge, souvent épineux.

Cinq types botaniques principaux ont été reconnus (70, 135, 148) :

- *simplex* : feuilles entières, tiges et pétioles pourpres ;
- *viridis* : feuilles entières, tiges et pétioles verts ;
- *vulgaris* : feuilles lobées, tiges et pétioles verts ;
- *purpureus* : feuilles lobées, tiges et pétioles pourpres ;
- *ruber* : feuilles lobées, tiges rouges et pétioles verts.

Les fleurs situées à l'aisselle des feuilles sont axillaires, solitaires et pourvues d'un pédoncule très court (0,2 à 0,4 cm). Les 5 pétales (7 à 9 cm de longueur) de couleur jaune soufre portent une maculature cramoisie bien marquée ou seulement à peine visible. Le calicule est composé de 8 à 10 bractéoles libres (1,0 à 1,5 cm) filiformes à extrémité entière. Le calice est gamosépale, formé de 5 sépales triangulaires, acuminés, au moins deux fois plus longs que les bractéoles, portant sur leur face dorsale un fin duvet laineux blanc, sur la nervure médiane une glande très bombée et sur les 10 côtes saillantes (nervures médianes, et sutures des sépales) des poils rigides, épineux et garnis de tubercules à la base.

L'androcée comprend 40 à 50 étamines monadelphes de couleur variable allant du jaune au brun foncé, formant par la soudure de leurs filets une colonne staminale plus courte que la corolle. Le gynécée est composé d'un ovaire ovoïde, libre et velu comprenant 5 carpelles. Le style est divisé en 5 stigmates capités et pubescents atteignant le niveau supérieur de la colonne staminale ou la dépassant nettement pour se recourber sur les anthères. Cinquante-huit types ont été déterminés en faisant intervenir la forme des feuilles, la couleur de la tige, des anthères et des stigmates, la présence de la maculature et la disposition des stigmates (248).

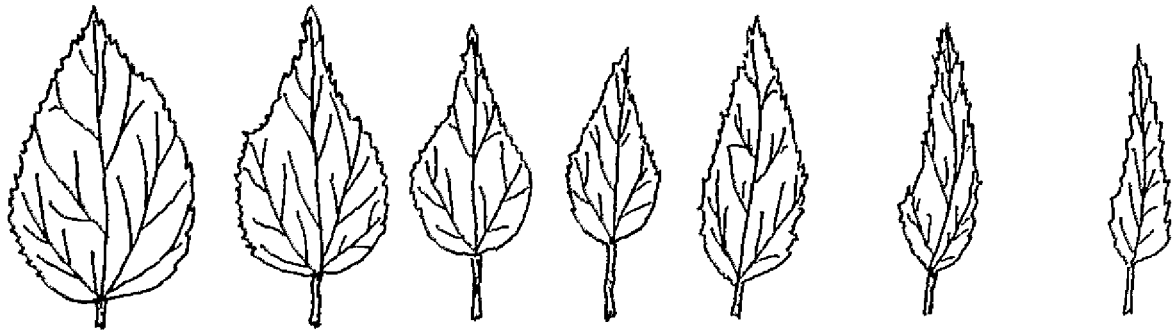
Le fruit est une capsule loculicide épineuse à 5 loges renfermant une trentaine de graines de couleur grise à noirâtre, de forme réniforme, marquées de ponctuations de pectine, le hile étant à peine visible. On compte environ 35.000 à 40.000 graines au kilogramme.

2.4.2. *Hibiscus sabdariffa* L. var. *altissima* Wester

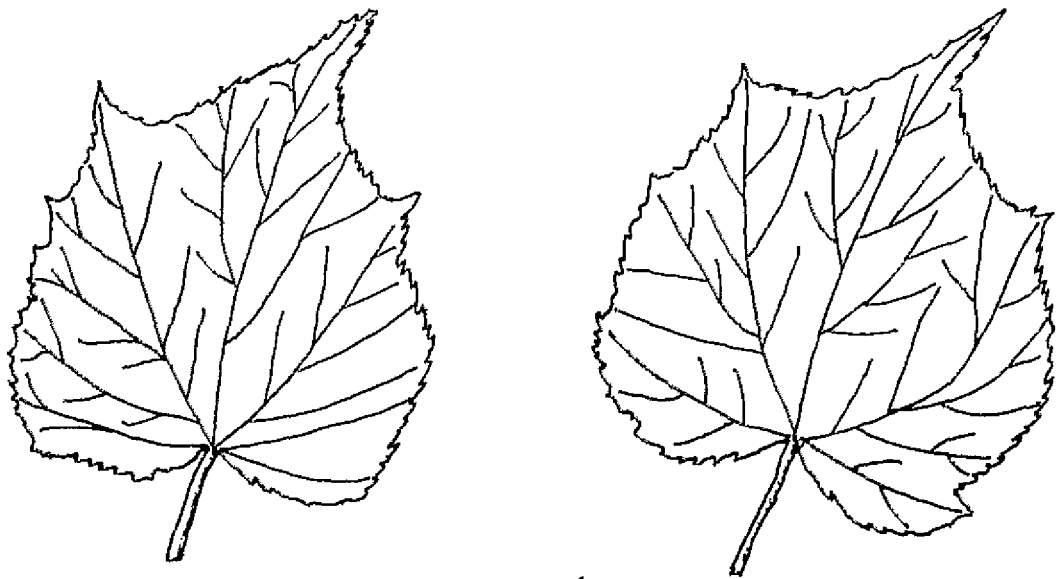
La roselle textile est une plante à port dressé, peu ramifiée pouvant atteindre 1 à 4 m de hauteur. La tige est glabre et lisse ou légèrement velue ; la pilosité peut parfois être très dense. Toutes les jeunes tiges sont vertes, le développement de la pigmentation étant définitif après un mois et demi environ de végétation. Certaines tiges sont entièrement vertes, d'autres sont marquées de quelques taches rouges limitées aux noeuds ou pouvant s'étendre sur les entre-noeuds ; d'autres ont également des taches rouges sur les pétioles tandis que d'autres, enfin, sont entièrement rouges et peuvent avoir ci et là des taches vertes.

Fig.1.- POLYMORPHISME DES FEUILLES HIBISCUS CANNABINUS L.

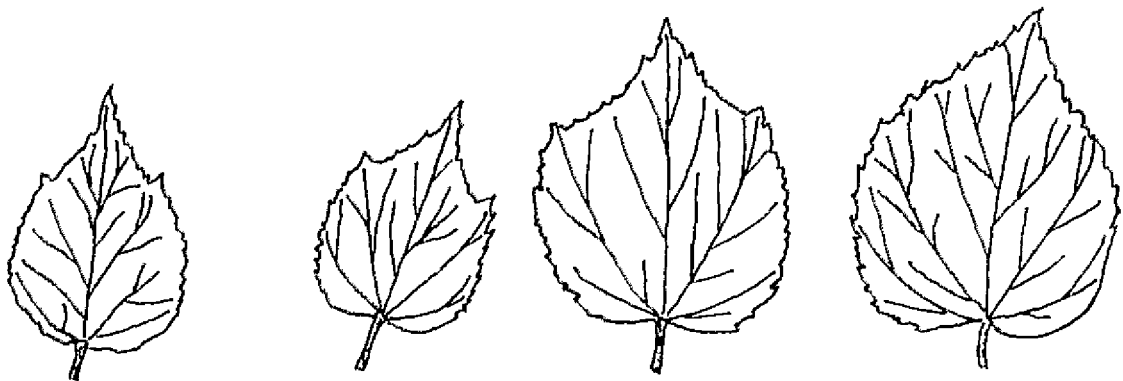
FORME VIRIDIS (GRAMAIN E., IRCT, 1980)



Feuilles de la partie haute de la tige (1 cm)



Feuilles de la zone médiane de la tige (1 cm)

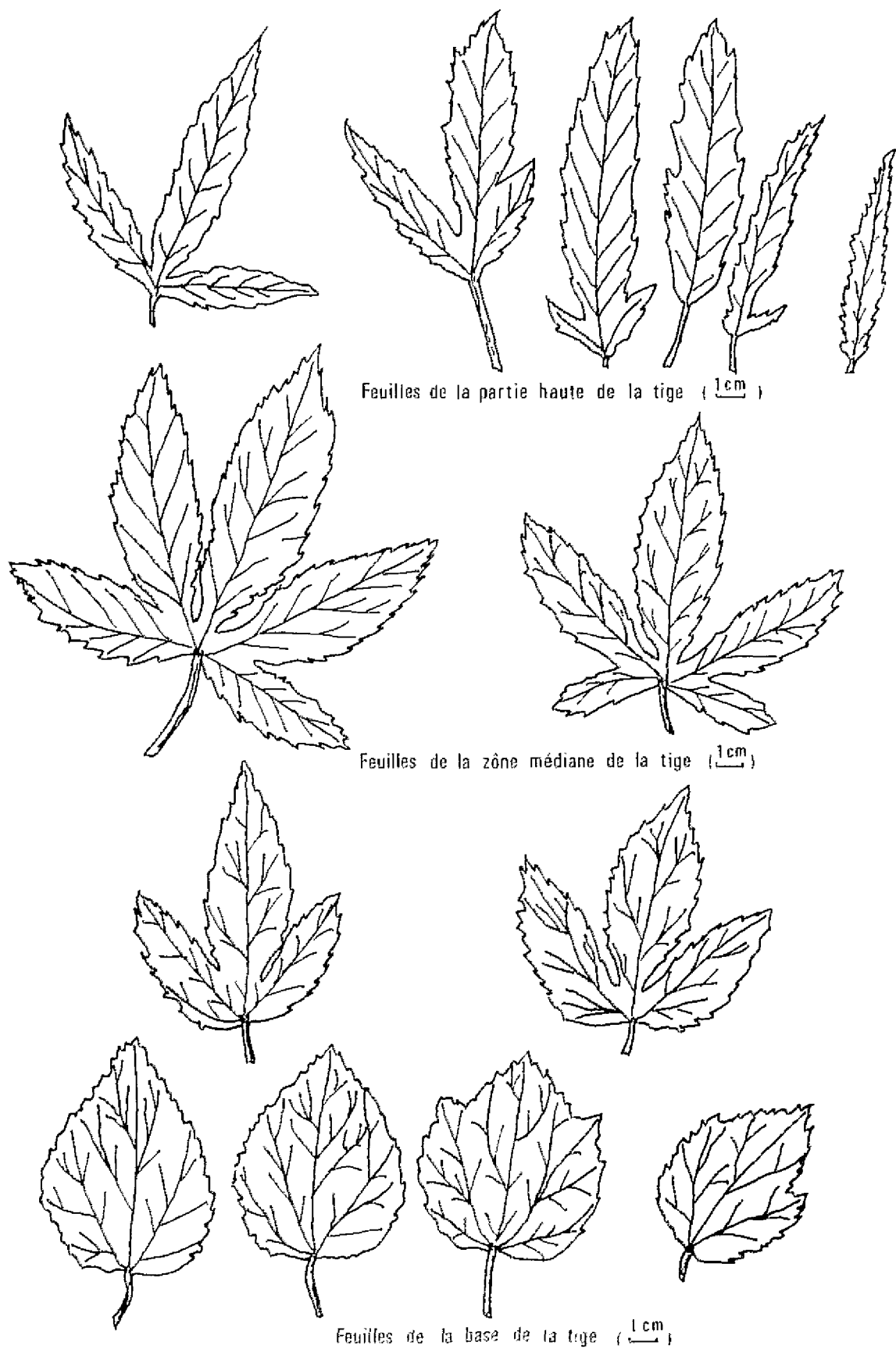


Feuilles de la base de la tige (1 cm)

Variété CUBA 108

Fig.2.- POLYMORPHISME DES FEUILLES HIBISCUS CANNABINUS L.

FORME VULGARIS (GRAMAIN E., IRCT, 1980)



Variété FADJKISTAN

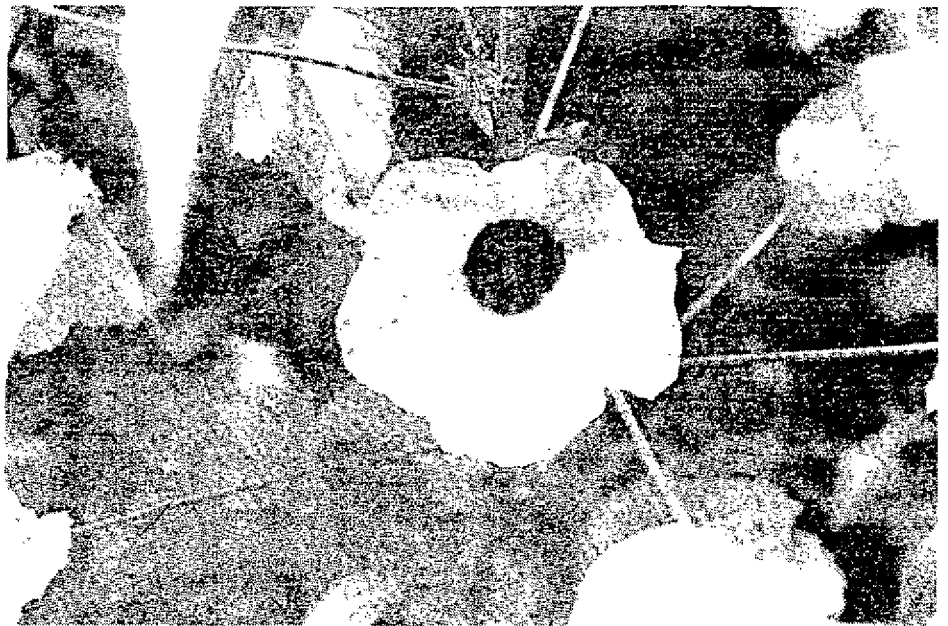
HIBISCUS CANNABINUS L.

Photo 3 — VAR. *VIRIDIS* avec maculature.
(Photo J. CADOU, I.R.C.T., Mali, 1977)

Photo 4 — VAR. *VULGARIS* sans maculature.
(Photo J. BOULANGER, I.R.C.T., Mali, 1975).

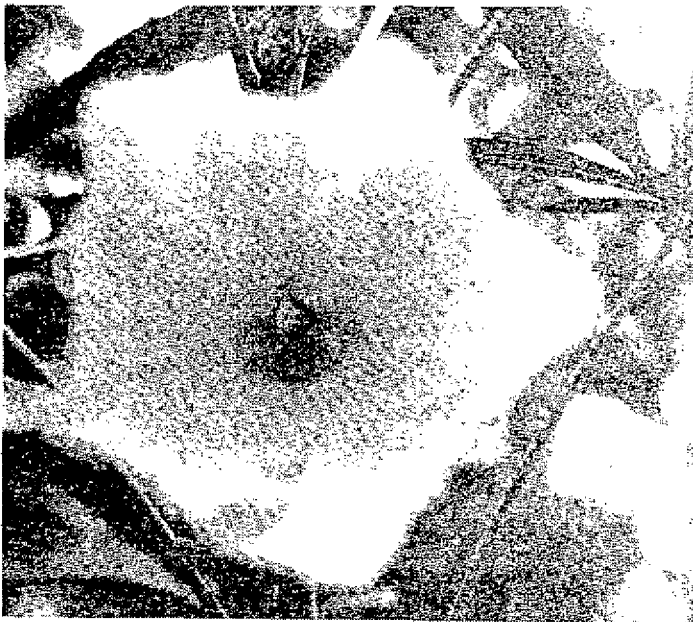


Photo 5 — VAR. *PURPUREUS*
(Photo J. BOULANGER, I.R.C.T., Mali, 1975)



Photo 6 — VAR. *PURPUREUS*
(Photo J. BOULANGER, I.R.C.T., Mali, 1975)

Les deux premières feuilles sont entières, cordiformes, avec une glande conique sur la face inférieure de la nervure centrale. Les feuilles suivantes, partiellement lobées mais jamais entières, sont le plus souvent profondément découpées en 3 à 5 lobes longs et lancéolés aux bords crénelés (Fig. 3). Elles sont alternes et possèdent un stipule de 0,5 à 1,0 cm de longueur. Sur la surface inférieure, la nervure centrale porte une glande. Les pétioles lisses ou armés de piquants mesurent 4 à 14 cm de longueur.

Les fleurs situées à l'aisselle des feuilles, sont axillaires, solitaires et munies de très courts pédoncules (0,2 à 0,4 cm). Les pétales de 3 à 5 cm de longueur et de couleur jaune, portent ou non une maculature rouge à leur base. Le calicule est formé de 8 à 10 bractéoles linéaires, plus courtes que le calice, légèrement pileuses à leur base, et dont la face interne de l'extrémité supérieure porte l'empreinte d'une dépression, nettement visible chez les roselles alimentaires.

Le calice, profondément lobé et gamosépale, se compose de 5 sépales ovales ou lancéolés portant quelques poils sur la face dorsale et, une glande peu proéminente sur la nervure médiane.

L'androcée comprend 40 à 50 étamines monadelphes formant une colonne staminale plus courte que la corolle. Le gynécée se compose d'un ovaire ovoïde et libre à 5 carpelles. Le style est divisé en 5 stigmates. Le fruit est une capsule loculicide à 5 loges rayonnantes, entourée du calicule et du calice persistant qui, à maturité, devient coriace, marqué de 10 côtes saillantes chez la forme textile. Les graines, au nombre de 30 à 40 par capsule, et de couleur brun-clair sont réniformes, sans ponctuation, mais finement pubescentes avec une pointe radiculaire brun-rouge. Un kilogramme rassemble environ 60.000 graines.

Plusieurs types botaniques, 3 à 15 suivant les chercheurs, ont été définis d'après la répartition de la pigmentation des tiges, des pétioles, des nervures et des fleurs (130, 247, 266). Tous ces types se classent en 3 grands groupes (77, 78) rappelant ceux définis par HOWARD et HOWARD en 1911 aux Indes (148) qui n'avaient pas encore rencontré la forme textile :

- tige, pétiole, nervure totalement verts ; fleur entièrement jaune avec des stigmates blancs (var. *albus* HOWARD)

- tige, pétiole, nervure totalement rouges ; fleur jaune avec des macules cramoisies et des stigmates rouges (var. *ruber* HOWARD) ;

- tige et pétiole verts avec une tache plus ou moins grande, fleurs jaunes avec des macules cramoisies et des stigmates rouges (var. *intermedius* HOWARD).

2.5. STRUCTURE DE LA TIGE

La tige des hibiscus textiles (Fig. 4 et 5) est composée d'une partie centrale ligneuse (bois) entourée d'une fine écorce (lanière) dans laquelle se trouvent les fibres textiles d'origine phloémienne. Les rendements à l'hectare des différents constituants d'une culture atteignent en Afrique : 9 à 16 tonnes de feuilles, 35 à 45 tonnes de tiges fraîches à 80 % d'humidité, donnant 1,5 à 2,5 tonnes de fibres rouies, soit 4 à 6 % de filasse sèche, et 5 à 10 tonnes de bois. Dans le Sud de la France, la production à l'hectare de tiges vertes de kénaf (BG 52-38) en culture irriguée varie de 60 à 70 tonnes. Les observations effectuées au Bénin montrent que les tiges de kénaf sont plus riches en eau que celles de roselle (176, tableau 15).

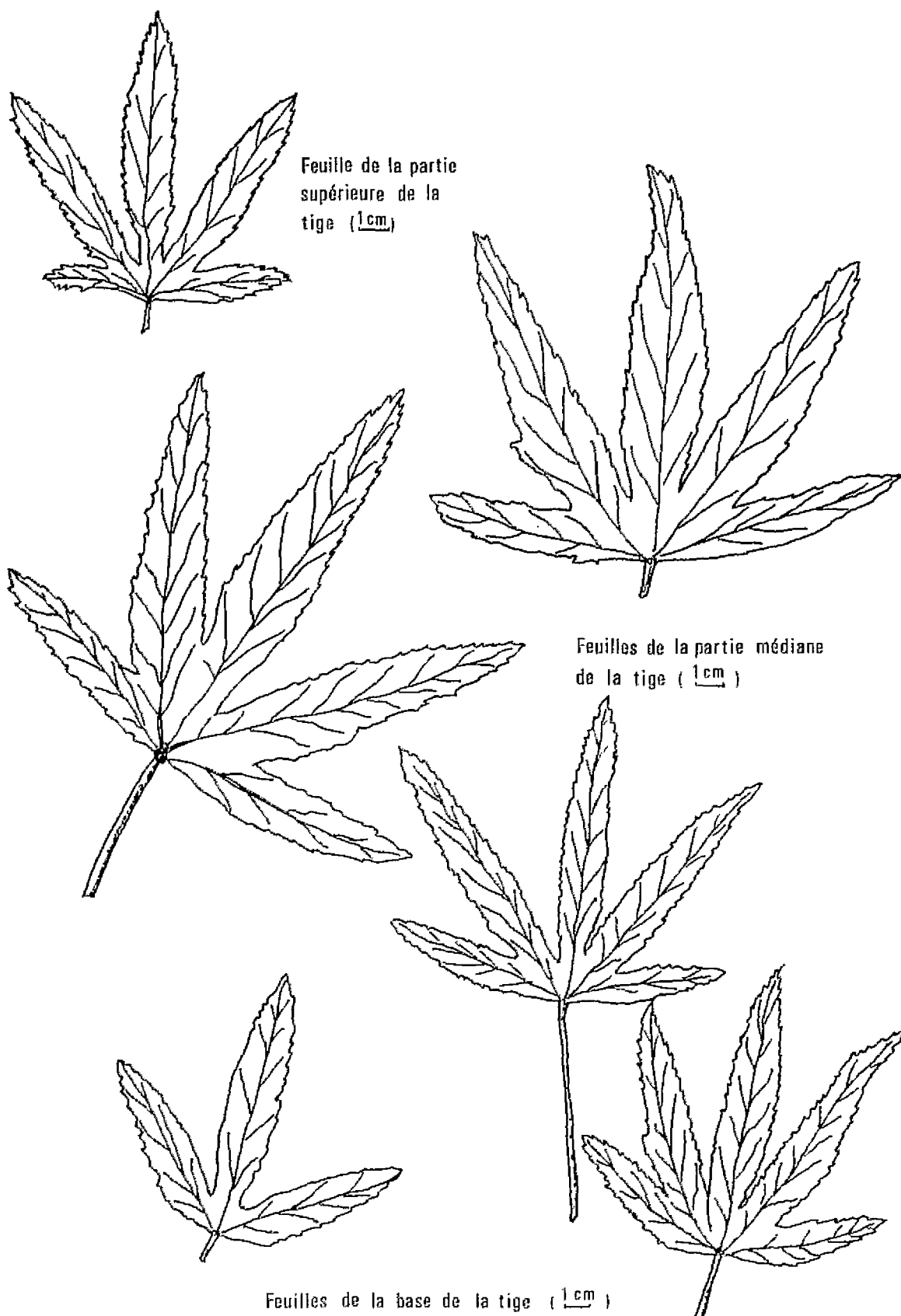
2.5.1. Anatomie

Les fibres sont disposées en faisceaux qui se groupent radialement en rangées fibreuses concentriques et transversalement en ensembles triangulaires dont les pointes sont dirigées vers l'extérieur de la tige (Fig. 4). Le premier rang au contact de l'écorce, ou première assise, est constitué de fibres primaires (Fig. 5). Elle est suivie d'assises de fibres secondaires dont l'épaisseur des parois diminue vers le centre de la tige. Les massifs triangulaires sont plus ou moins régulièrement répartis à la périphérie du cylindre central entre le xylème fortement développé et l'écorce proprement dite, réduite à 5 ou 6 assises de cellules. Ils sont séparés latéralement par du parenchyme phloémien resté cellulosique, d'abord d'origine primaire et ensuite issu du cambium (ou secondaire) par accroissement tangentiel et division des cellules médianes de ce parenchyme (49).

Chaque assise de faisceaux de fibres est anastomosée en un réseau qui construit une gaine fibreuse cylindrique entre deux assises de phloème fonctionnel, les faisceaux allant de la base de l'hypocotyle vers le sommet de la tige. Entre deux faisceaux contigus dont le nombre de cellules demeure constant depuis leur formation, le parenchyme phloémien constitue de grandes plages lenticulaires dont les cellules ne cessent de se diviser (Fig. 6). Aux points de contacts entre deux faisceaux, les fibres s'accroissent très étroitement en un faisceau unique qui se divise ensuite en nouveaux faisceaux se prolongeant longitudinalement en sortes de sinusoides (45). Les réseaux externes sont les plus lâches. Les premières assises étant formées sur des anneaux circulaires primitivement réduits se trouvent poussées vers l'extérieur par l'accroissement du diamètre de la tige, dû à l'augmentation continue du nombre des cellules cambiales. Il semble qu'il n'y ait pas de limite quant au nombre d'assises phloémiennes successives qui peuvent se mettre en place (46). Au voisinage du cambium, les réseaux deviennent de plus en plus denses et les faisceaux de fibres sont presque parallèles, n'étant séparés que par des îlots de parenchyme phloémien dont la section tangentielle est réduite à quelques cellules (1 à 3). Certains faisceaux s'interrompent au niveau des feuilles et des ramifications pour gagner les pétioles et les tiges secondaires.

Fig.3.- POLYMORPHISME DES FEUILLES HIBISCUS SABDARIFFA L.

FORME ALTISSIMA (GRAMAIN E., IRCT, 1980)



Variété THS 22

HIBISCUS SABDARIFFA
VAR. *ALTISSIMA* WESTER



Photo 7 — Forme du limbe et répartition de la pigmentation sur la lige.
(Photo J. Cadou, I.R.C.T., Mali, 1981)

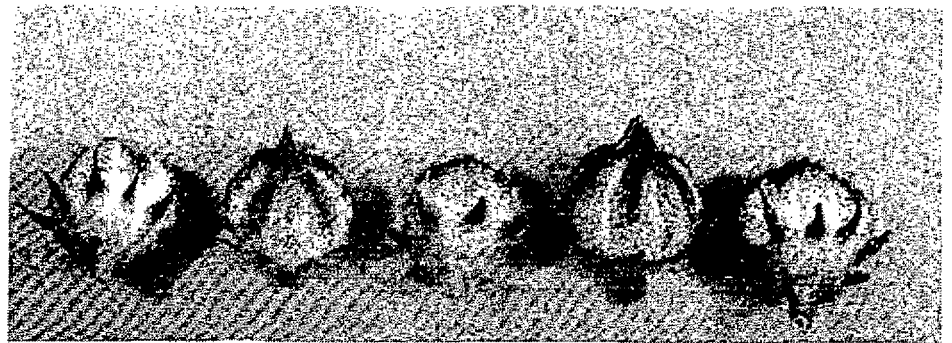


Photo 8 — Capsules
(Photo J. Cadou, I.R.C.T., Mali, 1977)



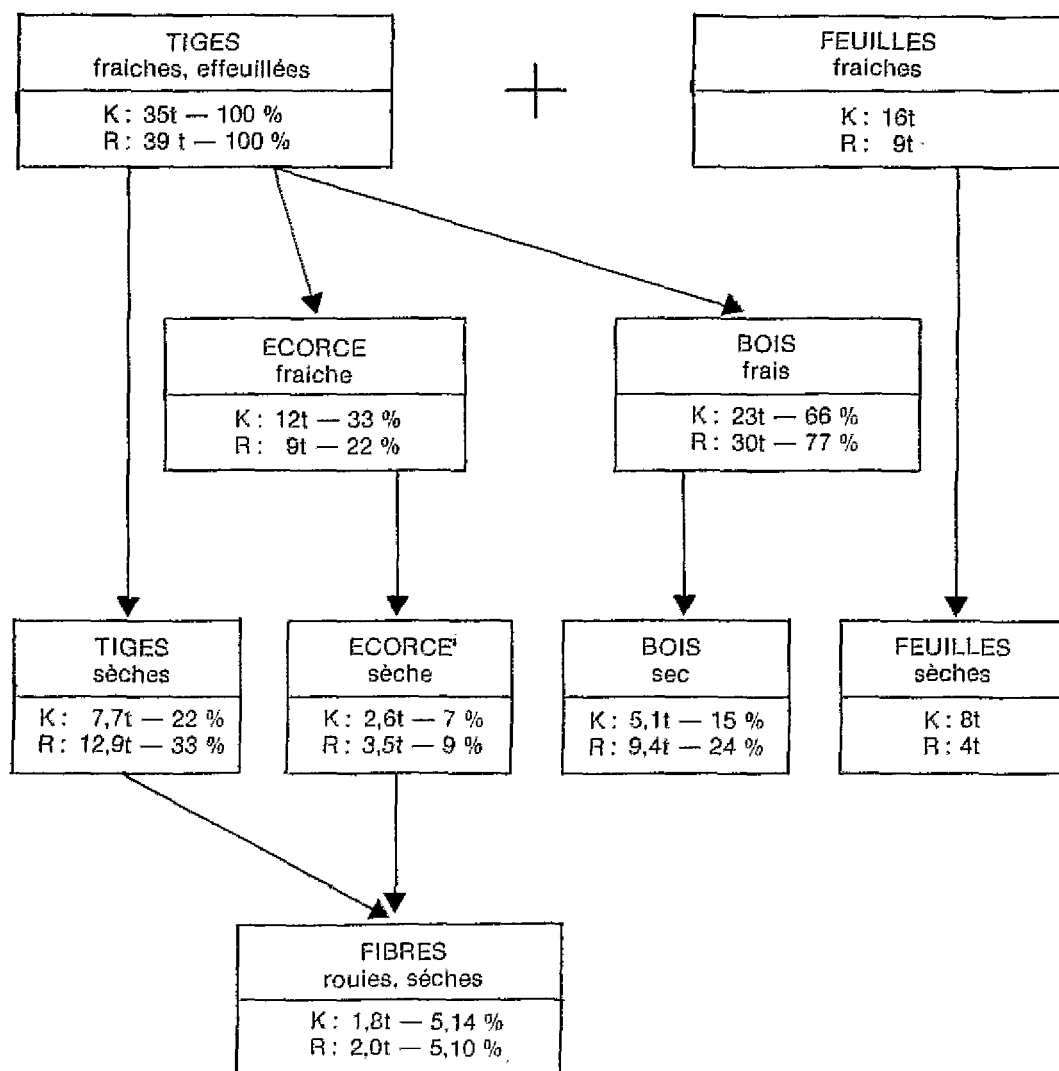
Photo 9 — Variété THS 22 — fibre
(Photo J.C. Follin, I.R.C.T., Côte d'Ivoire, 1974)



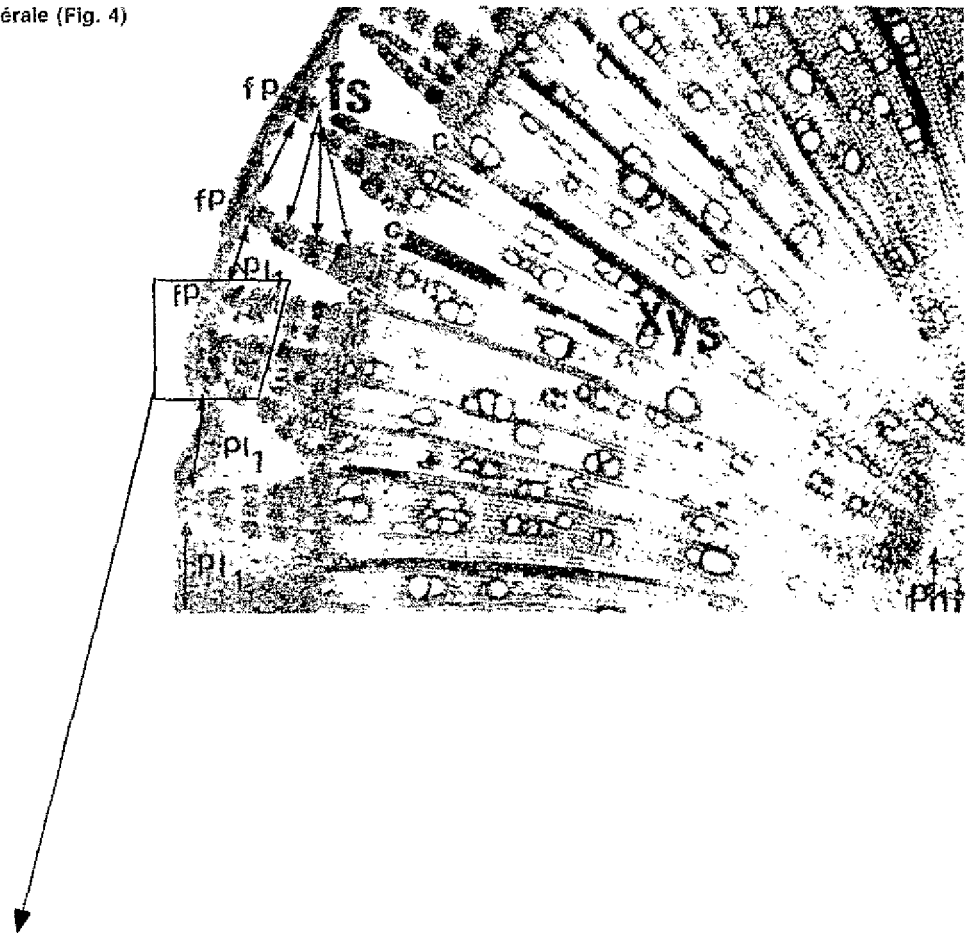
Photo 10 — Variété THS 22 — graine
(Photo J.C. Follin, I.R.C.T., Côte d'Ivoire, 1974)

Tableau 15 — Rendements, exprimés en tonnes/ha et en pourcentages relatifs, des différents constituants des hibiscus textiles. (176, Bénin, 1974)

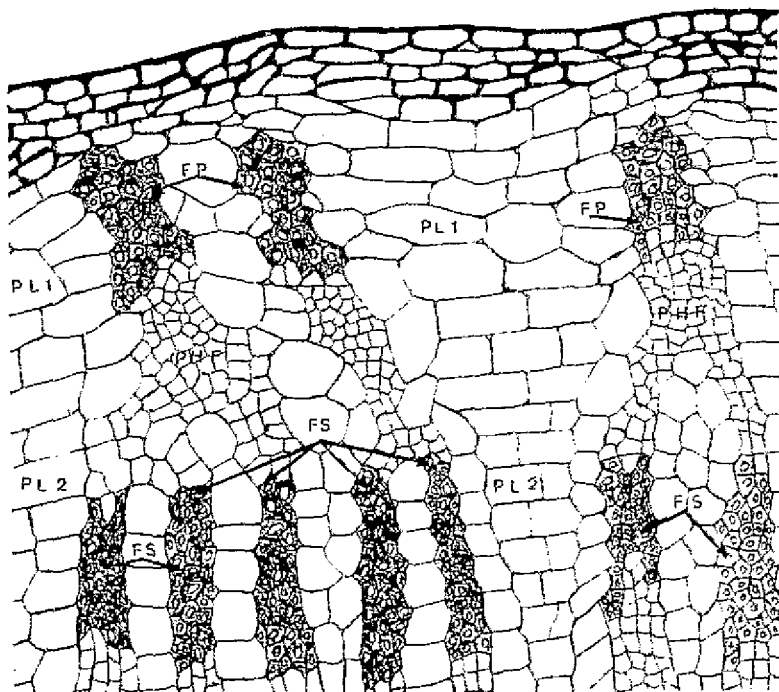
(K = kénaf ; R = roselle)



Coupe générale (Fig. 4)



Coupe détaillée (Fig. 5)



F.P. : fibre primaires
 F.S. : fibres secondaires, issues du cambium
 XY : xylème (bois)
 c : cambium

(J. Bourelly, I.R.C.T., Montpellier)

Fig. 4 et Fig. 5 — Base de la tige. Coupe réalisée au niveau du premier entrenœud, au moment de l'étalement de la 31^e feuille, montrant l'accroissement tangentiel, puis la division des cellules médianes de certaines des formations phloémiques primaires restées cellulodiques, pl 1 (flèches), phénomène qui se propage dans les formations phloémiques cellulodiques secondaires pl 2.

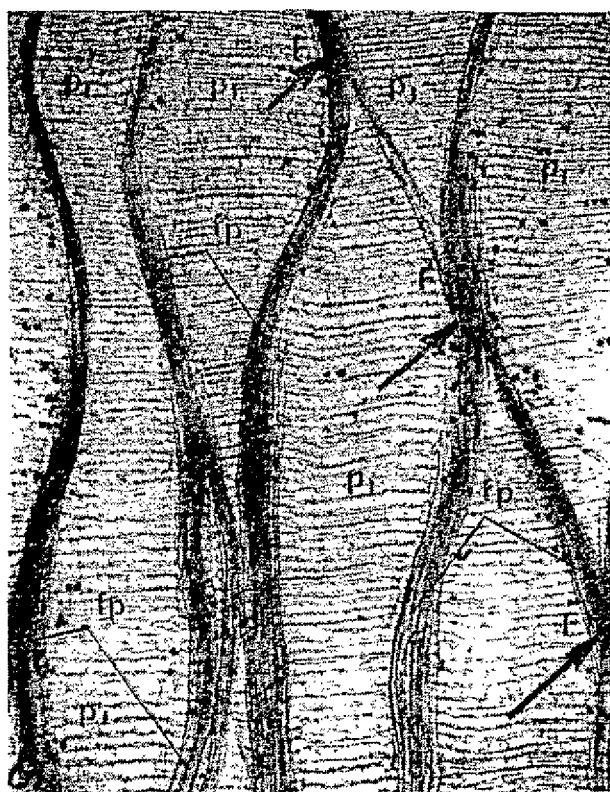
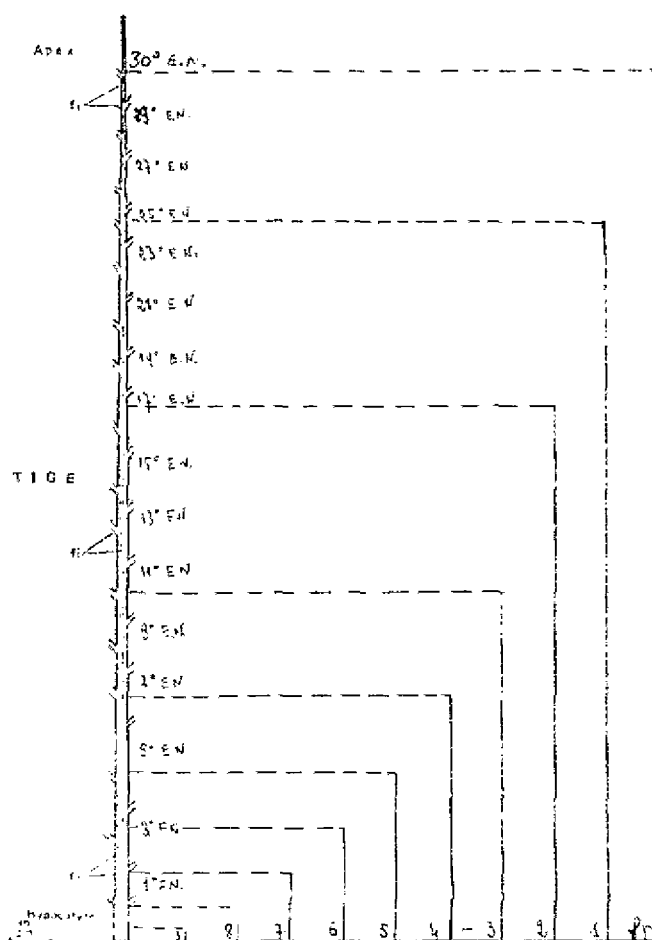


Fig. 6 — Organisation des assises des fibres primaires (fp) à gauche, coupe longitudinale de la tige, à droite Masse obtenue par rouissage. (J. Bourelly, I.R.C.T., Paris 1971)

Fig. 7 — Diagramme des assises fibreuses dans les parties aériennes d'une plante de 2.5 m de hauteur, possédant 41 feuilles au moment de la mise en place des boutons floraux



fp : fibres primaires : 1. 2. a 9 assises secondaires

Dans une tige d'*Hibiscus cannabinus* de 2,0 à 2,5 m de hauteur ayant produit une quarantaine de feuilles, au moment de la formation des boutons floraux, les différents éléments phloémiens qui se sont mis en place (46, 47, 48, 49, Fig. 7) sont les suivants :

- dans la partie haute, au dessus du 30^e entre noeud, vers le méristème caulinaire, du phloème primaire (protophloème et métaphloème) fonctionnel ;
- dans la zone médiane du 30^e entre-noeud, des cellules criblées du protophloème en voie de dégénérescence, tandis que le métaphloème poursuit son évolution ;
- dans la partie haute du 29^e entre-noeud, des cellules du protophloème différenciant une paroi secondaire lignifiée et se transformant en fibres primaires et du phloème secondaire nouvellement constitué de cellules fonctionnelles ;
- dans la partie basse du 29^e entre-noeud, les premières fibres secondaires qui prennent naissance ;
- entre les 25^e et 27^e noeuds, une assise de fibres primaires et une assise de fibres secondaires bien différenciées ;
- dans la partie basse du 25^e entre-noeud, une assise de fibres primaires, une assise de fibres secondaires, un anneau de sous-massifs de cellules de phloème fonctionnelles suivi d'une seconde assise de fibres secondaires qui prennent naissance

Le nombre des assises de fibres secondaires augmente régulièrement en direction de l'hypocotyle. En plus de l'anneau de fibres primaires, 3 assises secondaires se sont mises en place dans le 10^e entre-noeud, 4 dans le 6^e et 8 à 9 dans l'hypocotyle. Ce nombre atteint 15 à 16 au moment de la maturité des capsules.

2.5.2. Maturité textile

La filasse, fibres rouies des hibiscus textiles, est un assemblage complexe en réseaux anastomosés concentriques, de plusieurs filaments ou "fibres textiles" pris au sens large du terme qui sont elles mêmes composées par l'association, en faisceaux, de cellules fibreuses unitaires aux parois épaisses. Ces cellules fibreuses ou "microfibrilles" sont soudées par leurs parois primaires, leurs extrémités effilées s'imbriquant deux à deux. Les parois primaires et secondaires, cellulosiques à l'origine, s'imprègnent de xylandes et de lignine, seule la paroi secondaire s'épaississant au cours du vieillissement (48). Ces parois sont constituées de cellulose (57 %), d'hémicellulose du type xylane (17 %) et de lignine (6 à 9 %). La présence, dans les parois, de lignine, qui est une matière incrustante de la trame cellulosique et hémicellulosique, a une grande influence sur les qualités des fibres textiles car elle conditionne en partie leur qualité d'imputrescibilité permettant leur extraction par rouissage et leur utilisation comme cordages résistants à l'immersion (27, 125). La longueur et la largeur des micro-fibrilles du phloème varient respectivement de 2 à 6 mm et de 13 à 17 microns (315) ; celles des fibres du bois sont de 1,3 mm et 26 microns (15).

La valeur textile optimale d'une filasse est obtenue lorsque les caractéristiques technologiques répondent aux normes prescrites pour la filature des fibres jutières. Les analyses technologiques effectuées sur des essais réalisés en Afrique du Nord (22, 26, 52, 125, 150, 256) indiquent que la qualité textile optimale de la plante ou maturité textile est acquise dès l'ouverture des premières fleurs (tableau 16) et confirment les études menées en Inde (123, 310, 311), aux Philippines (173) et au Kenya (235). La finesse diminue régulièrement après le début de la floraison tandis que la tenacité augmente progressivement au cours du vieillissement, la cohésion des cellules fibreuses ne cessant de s'affirmer avec le temps. Mais, corrélativement, la souplesse diminue et les plantes récoltées un mois et demi après le début de la floraison renferment des fibres rigides. La maturité textile, qui se situe au début de floraison, est acquise bien avant le rendement maximum en fibre, l'activité du cambium se poursuivant jusqu'à la fin de la vie de la plante. Contrairement aux observations de VENNING (303, 304, 305) BOURELY (48, 49) a constaté que le cambium construit sans cesse de nouvelles assises phloémiennes qui se transforment en fibres s'ajoutant à celles déjà édifiées au début de la floraison.

Pour obtenir une fibre de qualité, ces observations ont conduit à recommander de couper les tiges de kénaf et de roselle au moment de l'apparition des premières (5 à 8) fleurs (32, 38, 77, 79, 266). Le respect de cette recommandation est plus impératif pour la roselle, les caractéristiques technologiques de ses fibres textiles diminuent en effet plus rapidement que celles du kénaf après le début de la floraison (53, 57, 79). La réduction de la teneur en humidité de 88 % à 75 % des tiges de kénaf et à moins de 70 % pour la roselle favorise l'union des tissus fibreux aux tissus non fibreux (305). L'adhérence des faisceaux de fibres au xylème du cylindre central se produit, en effet, par dessèchement de la tige après la coupe (305).

Tableau 16 — Variation des caractéristiques technologiques des filasses d'*Hibiscus cannabinus* en fonction de la date de prélèvement (150, ILTIS, J., I.R.C.T., Maroc, 1962)

Essai 1956

Coupe Soudan Précocé	Finesse en Nm.	Ténacité ou longueur de rupture (km)	Indice de rigidité (1/souplesse)
Début floraison	212	19.9	1.74
Début floraison + 15 jours	190	21.9	1.80
Début floraison + 30 jours	176	22.8	1.84
Début floraison + 45 jours	163	22.5	1.89

Essai 1959

Variété	Coupe	Finesse Nm	Ténacité km	Fibre kg/ha
Deroua rouge	Début floraison + 3 semaines	235	22.5	3.406
		215	24.0	3.999
Deroua rose	Début floraison + 3 semaines	250	25.0	3.198
		190	26.5	3.687
Tingo Maria	Début floraison + 3 semaines	215	31.0	2.864
		195	26.5	3.010

Tableau 17 — Apparition de la 1ère fleur (date et durée en jours depuis le semis) et comportements : (1) ou (2), suivant la date du semis, c'est-à-dire de l'écart entre "photopériode de l'époque du semis (Ps) et la valeur critique (Pc)" du kénaf "Soudan précoce" et de la roselle "Pawkeo" à Kogonl (14°43' lat. Nord) au Mali en 1969

Comportement Semis	Soudan précoce (Pc = 12,29)							Pawkeo (Pc = 11,71)						
	Dates floraison uniques ou successives		Durée "Semis- Floraison"		Ps	Durée du jour au début de la floraison (heure)		Date/Floraison		Durée "Semis- Floraison"		Semis	Durée du jour au début de la floraison (heure)	
	(2)	(1)	(2)	(1)		(2)	(1)	(2)	(1)	(2)	(1)		(2)	(1)
1. 29/1	23/3	17/9	53	231	Ps < Pc	12,17	12,18		2/11		277	P < Pc		11,62
2. 19/2	19/4	18/9	59	211		12,39	12,18		2/11		256			11,62
3. 12/3	12/5	14/9	61	186		12,79	12,23		2/11		235			11,62
4. 2/4		15/9		186	Ps > Pc		12,22		2/11		214	P > Pc		11,62
5. 23/4		10/9		140			12,28		25/10		185			11,70
6. 14/5		11/9		120			12,27		28/10		167			11,67
7. 5/6		16/9		103			12,21		25/10		142			11,70
8. 25/6		12/9		79			12,25		27/10		124			11,68
9. 16/7		19/9		65	Ps ± Pc		12,17		1/11		108	P ± Pc		11,63
10. 6/8	2/10		57			12,00			6/11		92			11,57
11. 27/8	15/10		49			11,81		14/11		79		P < Pc	11,47	
12. 17/9	28/10		41		Ps < Pc	11,68		25/11		69			11,36	
13. 8/10	22/11		45			11,39		3/12		56			11,24	
14. 29/10	12/12		44		Ps < Pc	11,19		5/1		68		P < Pc	11,27	
15. 19/11	17/1		59			11,39		3/2		76			11,53	
16. 10/12	9/2		61			11,60		26/2		78			11,75	
17. 31/12	25/2		56			11,77		25/3		85			12,16	
18. 15/1	17/3		61			12,02		13/4		88			12,30	

III. ACCLIMATEMENT

Le développement et le rendement des cultures de kénaf et de roselle pour l'obtention des fibres et la production des graines dépendent des facteurs qui conditionnent le climat et la fertilité des sols. Ils sont également étroitement liés aux modifications de l'influence de la durée du jour sur l'étendue de la période végétative qu'entraîne le changement de latitude ou un décalage de l'époque des semis.

3.1. PHOTOPÉRIODISME

Les variétés de kénaf et de roselle sont pour la plupart sensibles au changement de photopériode. La réaction du kénaf à la durée du jour a été observée à Cuba (69, 307, 309), au Brésil (184), en Inde (72, 136), en Ouzbekistan (33, 223), mais a été contestée à Java (36), en El Salvador (60, 175) et au Maroc (22). Toutes les observations effectuées sur la roselle à Java (36), en El Salvador (60, 163), en Inde (72, 136) 1952, indiquent une très grande sensibilité. Cette réaction à la durée du jour a été confirmée pour de nombreuses variétés des deux espèces au Sud-Est asiatique (77) et en Afrique, notamment au Congo (24), au Nigéria et au Ghana (8), au Bénin (39), ainsi qu'au Mali (84).

3.1.1. Réactions

Ce sont des plantes dites de "jours courts" qui fleurissent pour des photopériodes (P) inférieures à une valeur critique caractéristique de la variété (P_c), ou seuil variétal de photopériodisme exprimé par la durée du jour en dessous de laquelle ($P < P_c$) la floraison pourra être induite.

Pratiquement, sous une latitude donnée, une variété de kénaf et de roselle fleurit à date fixe (P_c) en jours courts décroissants, à moins que le semis ait été effectué soit en période à durée du jour décroissant voisine du seuil de la photopériode de la variété ($P_s \pm P_c$) entraînant le déclenchement de la floraison vers des jours encore plus courts en raison du développement végétatif insuffisant de la plante à l'époque de la photopériode critique, soit en conditions de photopériodes inductives ($P_s < P_c$) retardant la mise à fleur au delà d'une phase juvénile, purement végétative pour assurer à la plante un minimum trophique (tableau 17). Le premier comportement est caractérisé par une floraison saisonnière bien marquée indépendamment de la date de semis tandis que le second présente, au contraire, une entrée en floraison plus hâtive à date variable liée à l'époque du semis. Certaines variétés de kénaf (au Mali, 84) et de roselle (en El Salvador, 60, 175) pour des semis en jours croissants à durées inférieures au seuil variétal de photopériodisme peuvent avoir sous certaines latitudes un développement satisfaisant permettant de manifester d'abord le deuxième comportement en jours croissants avec chute des jeunes capsules puis ensuite le 1er comportement en jours courts décroissants.

La hauteur des tiges (tableau 18, Fig. 8 et 9) est d'autant plus grande que la durée de végétation avant la floraison est plus longue. Par contre, l'accroissement journalier moyen en hauteur est d'autant plus important que la durée de végétation avant le début de la floraison est plus courte. Le gain en hauteur est faible au début de la végétation correspondant à une période juvénile de faible sensibilité à la photopériode, dont la durée est inférieure à 1 mois pour une variété dite "précoce" (Soudan Précoce) et à 2 mois pour une variété dite "tardive" (Pawkeo), à la station de Kogoni (14°43' latitude Nord) au Mali. Ensuite, il reste au maximum durant 3 à 6 semaines, le début de la floraison pouvant se situer après ou pendant cette période suivant la date de semis. Le gain maximum journalier de la hauteur de la plante est d'autant plus élevé que la valeur du seuil variétal de photopériodisme est plus forte et que l'époque des semis se rapproche de cette photopériode critique en jours décroissants. Les tiges les plus grandes sont la résultante d'une vitesse d'élongation en jours longs croissants ($P_s > P_c$) associée à une longue durée de végétation, dont l'importance dépend de l'allongement en jours croissants et de la réduction en jours décroissants de l'écart entre la durée de la photopériode au moment du semis et la valeur de la photopériode critique ($P_s - P_c$).

Le kénaf et la roselle cultivés en conditions artificielles de photopériode de 10 h manifestent une réduction importante des caractères mesurables (longueur et diamètre de la tige, longueur et nombre des entre-noeuds, taille des feuilles etc.) et un fort raccourcissement de la durée de végétation "semis-floraison"; les périodes "boutons floraux — floraison" et "floraison-maturité des capsules" étant peu réduites (33). Le taux de croissance journalière est accéléré avec augmentation du nombre de feuilles (169). L'influence de la réduction de la durée du jour est plus sensible sur les variétés de kénaf fleurissant en jours les plus courts (33, 226).

3.1.2. Relation sensibilité à la photopériode et température

Bien que la floraison de la plupart des variétés des hibiscus textiles soit induite par une durée critique de la photopériode, le nombre de cycles de 24 heures nécessaire pour initier l'état producteur résulte en particulier de la température nocturne (61) et se rattache à la sommation des températures pendant la durée du développement (85).

Fig. 8 — Croissance et floraison du kéhal (Soudan Précoce) en fonction de la date de semis à la Station de Kogoni au Mali (14° 43' Nord) en 1969

Calendrier

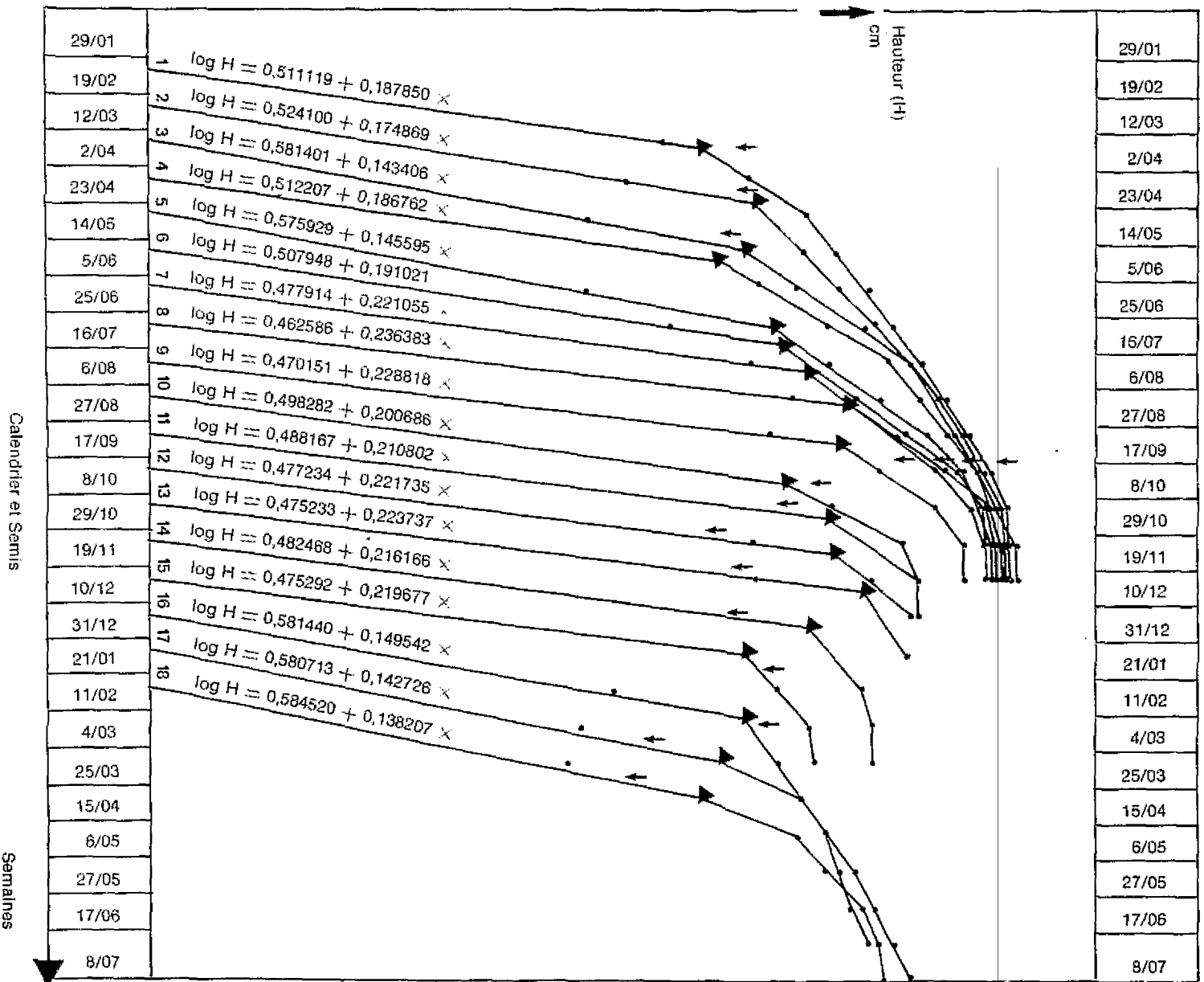


Fig. 9 — Croissance et floraison de la roselle (Pawkeo) en fonction de la date de semis à la station de Kogoni au Mali (14° 43' Nord) en 1969

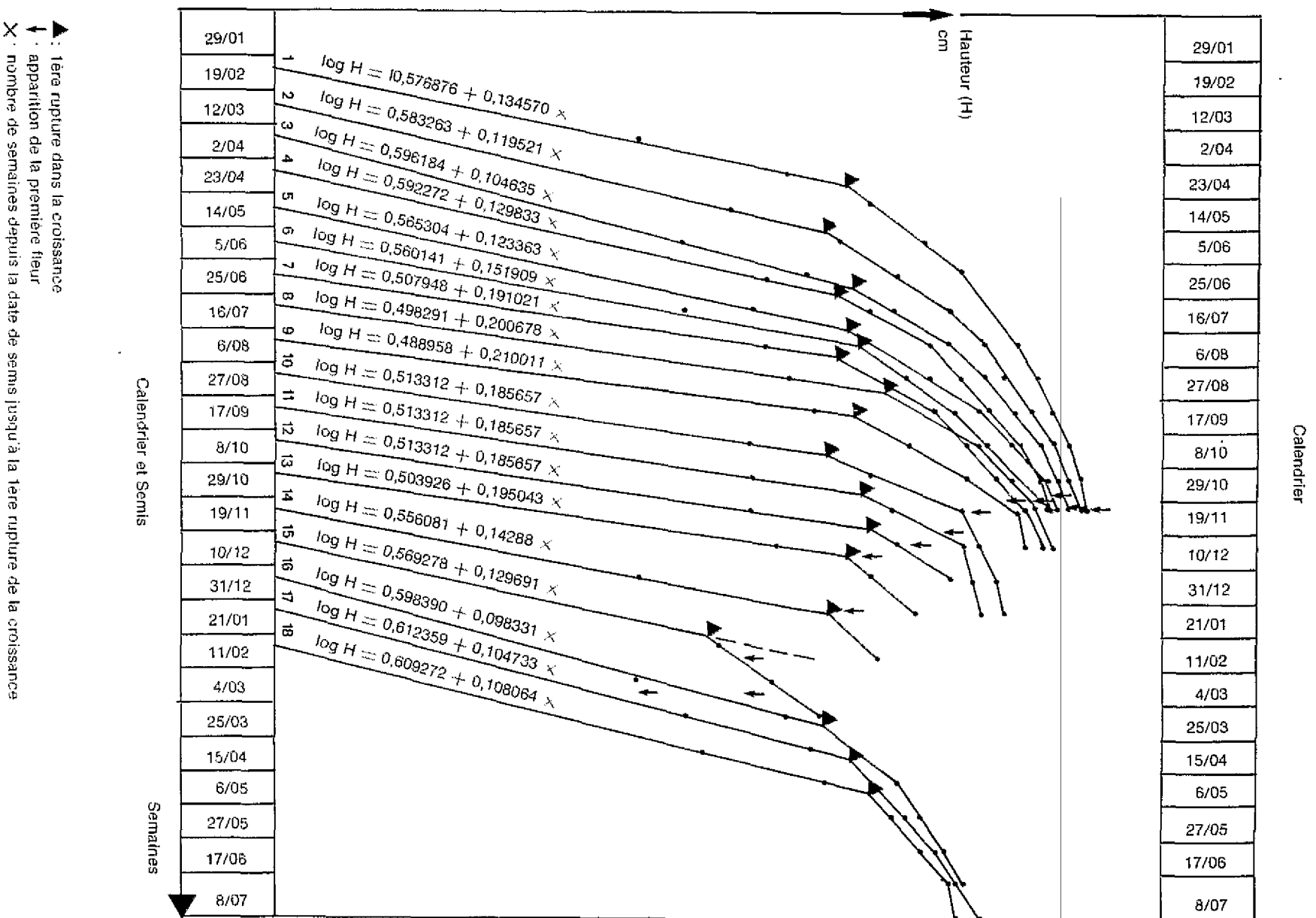
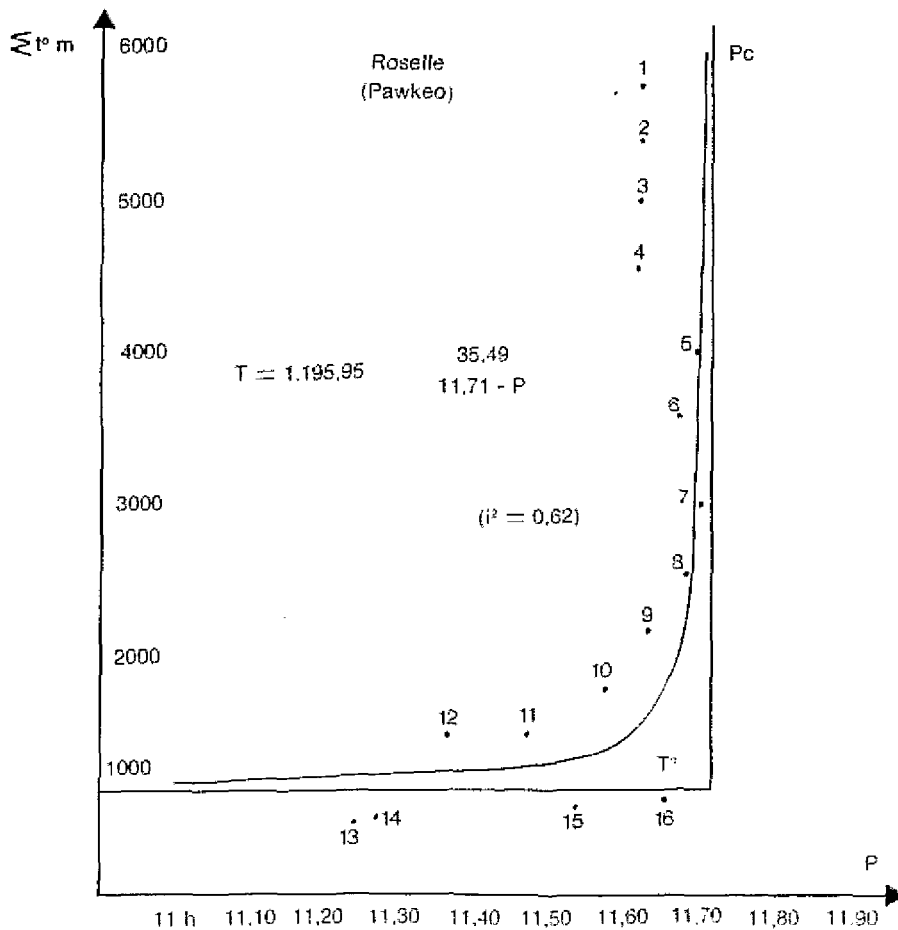
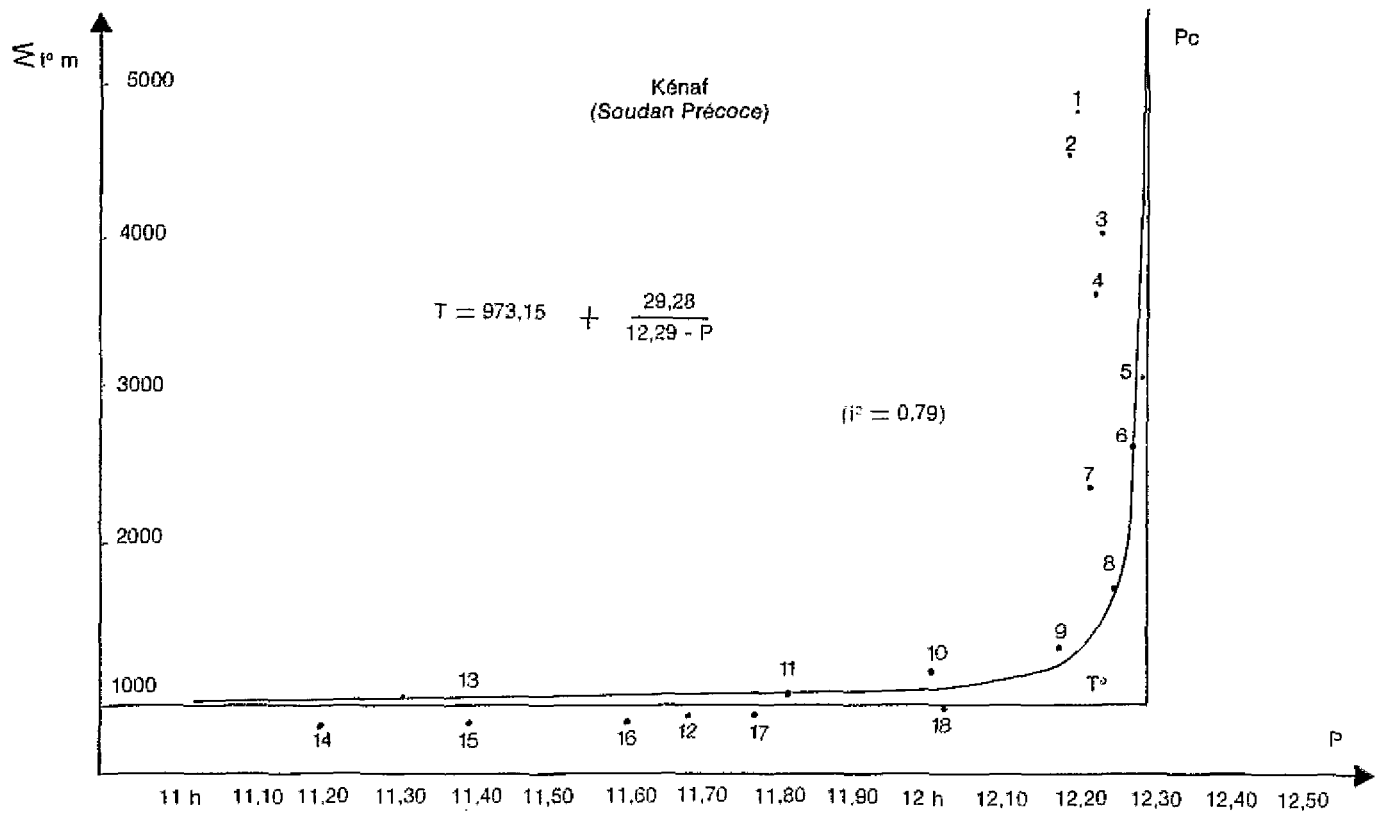


Tableau 18 — Croissance journalière (moyenne de 3 semaines en mm) des tiges de kénaf et de roselle en fonction de la date de semis à la Station de Kogoni (Mali) en 1969 (culture irriguée)
(Moyenne générale en mm, hauteur en cm)

		Soudan Précoce (kénaf)					Hauteur à la fin de la végétation (en cm)													
		392	374	391	400	364	345	349	366	312	245	244	242	205	188	149	195	233	230	
Moy. G.		15	15	18	19	20	22	25	30	26	17	19	21	22	15	13	7	8	7	
Semaines depuis le semis	43	Croissance journalière																		
	40	5	5	Apparition de la 1ère fleur																
	37	13	10	5																
	34	16	8	11	16															
	31	19	18	21	13	18														
	28	15	14	15	27	11	5													
	25	18	15	15	27	11	5	10												
	22	9	19	18	18	24	17	27	17											
	19	16	13	23	16	25	32	27	31	22	8	23	27	5	22	15	11	21	24	
	16	10	12	27	26	20	25	20	23	22	8	23	27	5	22	15	11	21	24	
13	18	17	19	23	30	18	30	26	31	38	23	38	45	22	15	11	21	24		
10	17	22	22	20	24	34	29	46	39	33	50	38	45	22	15	11	21	24		
7	16	13	11	16	11	17	25	31	28	14	22	26	26	19	18	13	11	10		
		Hauteur au 42ème jour après le semis (en cm)																		
		67	56	46	66	46	70	106	131	118	81	92	107	110	80	75	53	45	42	
		Date de semis																		
		29/1	19/2	12/3	2/4	23/4	14/5	5/6	25/6	16/7	6/8	27/8	17/9	8/10	29/10	19/11	10/12	31/12	15/1	

		Pawkeo (roselle)					Hauteur à la fin de la végétation (en cm)													
		400	390	378	330	339	322	295	302	275	207	205	191	159	130	96	207	225	196	
Moy. G.		14	15	16	15	17	19	20	25	24	20	21	21	17	15	8	6	9	11	
Semaines depuis le semis	43	Croissance journalière																		
	40	7	Apparition de la 1ère fleur																	
	37	12	10	17																
	34	14	17	17	11															
	31	12	17	12	12															
	28	15	22	23	12	12														
	25	16	10	18	21	25	20													
	22	18	20	20	16	18	19	22												
	19	16	21	24	16	26	19	15	19											
	16	22	18	25	22	22	19	19	30											
13	21	21	20	25	28	22	26	27	28	39	30	21	17	14	10	18	18	20		
10	20	15	12	18	20	32	26	41	29	24	36	39	24	8	9	10	10	12		
7	9	6	5	8	6	11	17	19	22	16	16	16	18	9	9	6	6	6		
		Hauteur au 42ème jour après le semis (en cm)																		
		36	27	21	33	25	46	70	80	91	65	65	65	74	36	36	26	24	25	
		Date de semis																		
		29/1	19/2	12/3	2/4	23/4	14/5	5/6	25/6	16/7	6/8	27/8	17/9	8/10	29/10	19/11	10/12	31/12	15/1	

Fig. 10 — Ajustement de la durée du jour (P) à l'apparition de la 1^{ère} fleur et de la somme des températures minimales ($\sum t^{\circ}m$) pendant la phase "Semis-1^{er} fleur" suivant la date du semis (n) des hibiscus textiles à la Station de Kogoni au Mali (1969)
 (* = valeur de l'ajustement ; P_c = photopériode critique ; T° = t° d'inhibition)



L'expérimentation malleenne, en utilisant la somme des températures minimales journalières nécessaire à l'accomplissement de la phase "semis — 1ère fleur", la hauteur des plantes des différents semis étant liée statistiquement de façon positive à la probabilité 0,01 à cette sommation de températures : $r = + 0,938$ pour le Soudan précoce et $r = + 0,9122$ pour le Pawkeo, a permis la formulation du caractère photopériodique des variétés Soudan Précoce et Pawkeo, par deux hyperboles équilatères du type $(T-T_c)(P_c-P) = K$. La constante K, la photopériode critique (P_c) et la somme des températures (T°) au dessous de laquelle la croissance de la plante se trouve inhibée sont trois paramètres variétaux interdépendants (119, tableau 19, Fig 10). L'asymptote parallèle à l'axe des abscisses correspond à la phase juvénile incompressible évaluée en somme de températures. L'asymptote verticale indique la photopériode critique au dessous de laquelle la floraison pourra être induite, la plante restant à l'état végétatif pour les valeurs supérieures.

Tableau 19 — Température et Photopériode (P) (Kogoni, Mali, 1969)

Semis		Soudan Précoce		Pawkeo	
N°	Date	\sum t° m.	P 1e fleur	\sum t° m. fleur	P 1e fleur
1	29/1	4.868	12,19	5.791	11,62
2	19/2	4.548	12,18	5.449	11,62
3	12/3	4.067	12,23	5.052	11,62
4	2/4	3.645	12,22	4.609	11,62
5	23/4	3.117	12,28	4.041	11,70
6	14/5	2.666	12,27	3.625	11,67
7	5/6	2.241	12,21	3.040	11,70
8	25/6	1.673	12,25	2.592	11,68
9	16/7	1.365	12/17		
9	16/7	1.365	12,17	2.229	11,63
10	6/8	1.198	12,00	1.873	11,57
11	27/8	1.019	11,81	1.564	11,47
12	17/9	832	11,68	1.304	11,36
13	8/10	821	11,39	971	11,24
14	29/10	803	11,19	971	11,27
15	19/11	798	11,39	1.043	11,53
16	10/12	856	11,60	1.161	11,65
17	31/12	864	11,77	—	—
18	15/1	958	12/02	—	—

3.1.3. Variabilité de la réaction

Les variétés de kénaf réagissent à des seuils très différents de photopériode et peuvent se classer en 5 groupes. Les variétés dites "très précoces" fleurissent en jours longs de durée supérieure à 13 heures. Les variétés russes qui fleurissent quelle que soit la durée du jour depuis l'équateur jusqu'à la latitude du Sud de la France (Montpellier 43°36'N) pourraient appartenir au groupe des non-sensibles à la photopériode représenté par la variété Guatemala 4 (66). Les variétés "précoces", "semi-précoces", "tardives" et "très tardives" entrent respectivement en floraison dès que la durée du jour devient inférieure à 13 h, 12 h 30, 12 h 15 et 11 h 45 (tableau 20).

La sensibilité aux changements de la photopériode des variétés de kénaf est de l'ordre de 15 minutes limitant la variation de la date d'entrée en floraison à quelques jours pour une variété à photopériode critique voisine de l'équinoxe d'automne et à plus d'une semaine pour une variété à photopériode voisine du solstice d'hiver (39). De plus une sécheresse prononcée au cours de la végétation favorise le déclenchement de la floraison en jours moins courts et des pluies régulières peuvent retarder la mise à fleur (38, 39, 41).

Tableau 20 : Photopériodisme des hibiscus textiles

Espèces	Groupe	Variétés types	Photopériode	Floraison en culture pluviale		
				Sud-Bénin 6° L. N.	Nord-Bénin Nord-C. d'Ivoire 11° L. N.	Nord-Mali 14° L. N.
<i>H. cannabinus</i> L. (Kénaf)	Très précoce	Nord Caucase WJR 469 Fadjkistan WJR 202	13 heures	Toute l'année	Toute l'année	Toute l'année
	Précoce	Andaloucia, Espana Sicilia	13 heures	Toute l'année	Début Août	Mi Août
	Semi-précoce	BG 52-38-2, Kénaf 129 Soudan Précoce	12 heures 30	Mi-août	Fin août	Début septem.
	Tardif	BG 52-1 Cuba 108	12 heures 15	Fin août	Début septem.	
	Très tardif	Damara Soudan tardif	11 heures 45	Mi-décembre	Début decem.	
<i>H. sabdariffa</i> L. var. <i>altissima</i> Wester (roselle)	Tardif	THS 22 Pawkeo	12 heures	Fin octobre	Fin octobre	

Tableau 20bis — Variation de la date d'entrée en floraison à M'Pesoba-N'Farla au Mali (12°30' Nord)

Variétés Années	Andalucia	BG 52-1	Soudan tardif	Damara
1967	28/8	6/9	13/11	
1968	18/8	1/9	31/10	
1969	22/8	2/9	12/11	
1970	12/8	10/9		
1971	23/8	6/9		
1973		4/9	15/11	11/11
1974		3/9	9/11	23/10

Les variétés de roselle manifestent moins de variabilité dans leur réaction à la photopériode, notamment les formes textiles qui fleurissent en jours décroissants à partir de 12 heures. Certaines variétés de karkades du Mali et du Tchad entrent en floraison en jours moins courts compris entre 12 h 30 et 12 h. La karkade commune, en Egypte, a manifesté une réaction "ambiphotopériodique" (179) consistant en une mise à fleur pour des photopériodes extrêmes (jour continu et jour court) et une absence de floraison pour les photopériodes intermédiaires. Ce phénomène a été vérifié sur des karkades originaires d'Egypte, de Thaïlande, de l'Inde et d'Amérique Centrale (7) et l'I.R.C.T. a constaté en 1980 à Montpellier (France) la formation de boutons floraux sur le THS 22 (forme textile) cultivé en conditions de photopériodes extrêmes.

3.2. CHOIX DU GROUPE DE VARIÉTÉS

Etant donné, d'une part que les variations de la longueur du jour sont nulles à l'équateur et qu'elles sont maximales vers le Nord ou le Sud et, d'autre part, que la durée du jour dans les régions tropicales de l'Afrique, tant de l'hémisphère nord que de l'hémisphère sud, diminue en fin de saison des pluies et au début de la saison sèche, la connaissance de la réaction à la durée du jour des différents groupes de variétés de kénaf et de roselle dans la zone de culture est indispensable pour effectuer le choix des variétés les mieux adaptées aux conditions climatiques en vue de la production des fibres et des graines.

En culture pluviale, le rendement maximum en fibres de qualité est obtenu avec des variétés dont la photopériode critique, qui correspond, pratiquement, à la période de coupe, coïncide avec l'installation de la saison sèche, les semis étant effectués dès le début de la saison des pluies pour assurer à la plante la plus longue durée de végétation en conditions favorables d'humidité avant le déclenchement de la floraison de manière à obtenir une hauteur et un diamètre des tiges convenables (38, 39, tableau 21). En conditions tempérées du bassin méditerranéen il est souhaitable de semer le plus tôt possible avec des irrigations d'appoint dès que la température du sol est supérieure à 10 °C et de choisir une variété entrant en floraison peu de temps avant l'apparition des gelées (41).

Tableau 21 — Rendements en fibres de sacherie des hibiscus textiles suivant les différents groupes de sensibilité à la photopériode, exprimés en % du rendement du groupe "semi-précoce" en l'absence de conditions extrêmes de parasitisme — (n) étant le nombre d'essais variétaux

Groupe	Mali		Côte d'Ivoire	Bénin	Centrafrique	Sud de la France
	San	Koutiala	Ferkessedougou	Parakou	Damara	
Très précoce						77 (3)
Précoce		90 (1)		103 (4)		
Semi précoce	100	100	100	100	100	100
Tardif	87 (5)	107 (29)	112 (7)	112 (6)	124 (6)	
Très tardif		105 (5)			142 (2)	
Fin de la saison des pluies	Sep.	Octob.	Octobre	Octob.	Novemb.	Gelées en octobre

La production des semences de kenaf et de roselle est réalisable dans toutes les zones de culture où la durée des jours courts est inférieure à la photopériode critique de la variété pendant les 5 à 6 semaines de la floraison et avec une température minimale restant nettement supérieure à 0 °C pendant les 3 mois que dure la capsulaison. La production de graines des variétés des groupes tardif et très tardif (photopériode critique inférieure ou égale à 12 h) est très faible au voisinage de l'équateur (au Congo, 24), les autres groupes pouvant fleurir toute l'année. Entre 6° et 15° de latitude tous les groupes produisent des graines, les groupes "précoces" et "très précoces" fleurissant toute l'année. Dans le Sud de la France, seul le groupe "très précoce" produit des graines, les groupes "précoce" et "semi-précoce" entrant en floraison peu de temps avant l'apparition des gelées (Fig. 11, tableau 22)

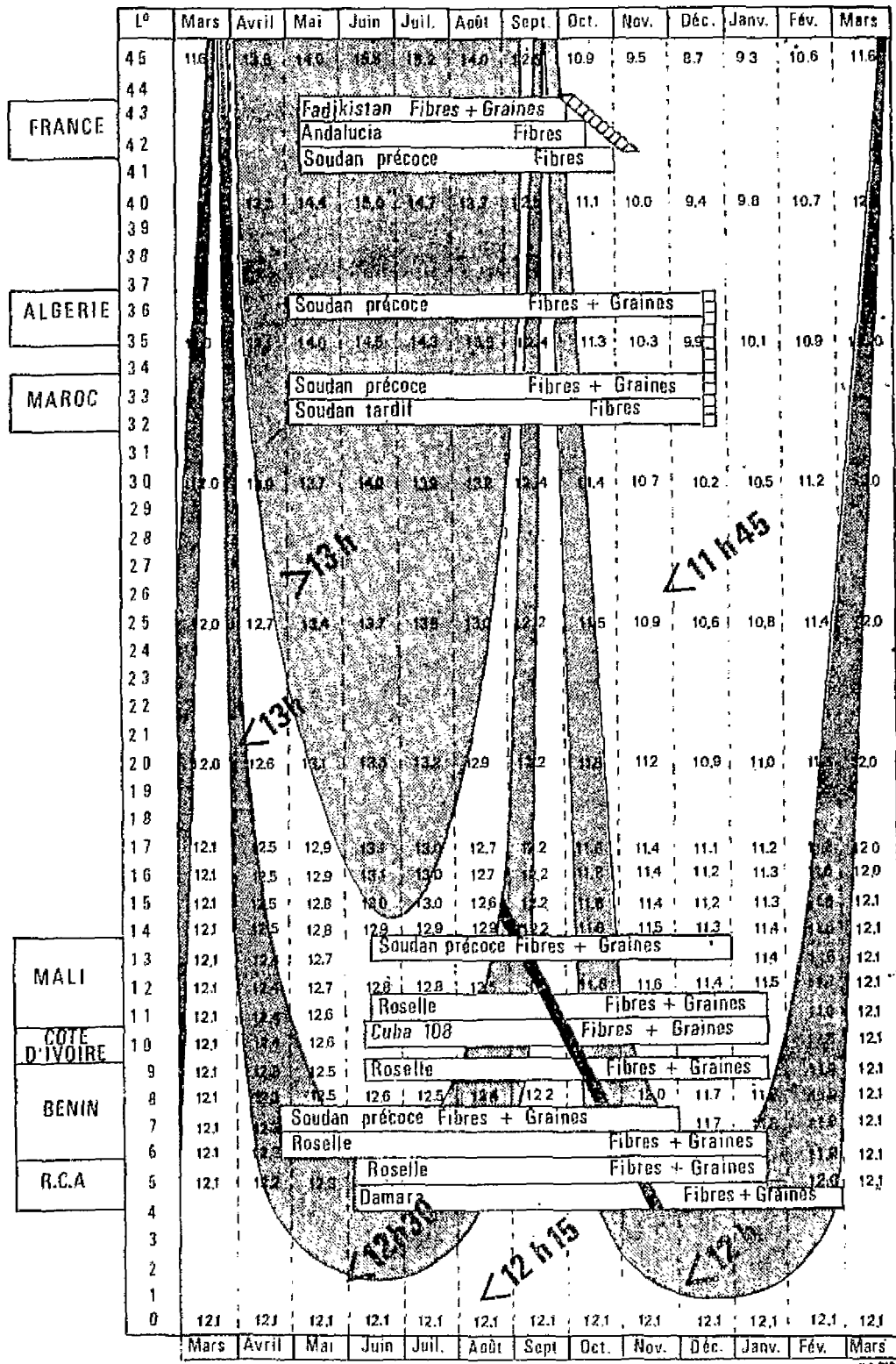


Fig. 11 — Possibilités de production de fibres (durée de végétation) et de graines dans l'hémisphère Nord des variétés de kenaf (Fadjikistan, Andalucia, Soudan Précoce, Cuba 108, Soudan Tardif et Damara) et de roselle (Pawkeo) en fonction de la latitude (L°) de la photopériode moyenne mensuelle (en dixièmes d'heures) et de l'installation de la saison sèche (■ ■ ■ ■ ■) ou de l'apparition des gelées (□ □ □ □ □)

Tableau 22 — Photopériode critique (Pc) et pluviométrie (mm) de zones de culture de kénaf et de roselle (Sources : rapports stations I.R.C.T.)

Lieux	Latitude	Espèce				Pluviométrie (mm)	
		Soudan Précocé		Pawkeo		mensuelle (pendant la période de végétation)	annuelle
		Kénaf 1er fleur (date)	Pc (heures)	Roselle 1er fleur (date)	Pc (heures)		
Bambari, Centrafrique	5° 45'N	30/8	12,15	16/10	11,95	202	1.574
Sekou, Bénin	6° 31'N			6/10	12,05	119	1.044
Ferkessedougou, Côte d'Ivoire	9° 45'N	20/8	12,39	13/10	11,92	187	1.279
M'Pesoba, Mali	12° 30'N	2/9	12,33	16/10	11,79	181	1.001
Baramandougou, Mali	13° 00'N	5/9	12,30			145	754
Kogoni, Mali (*)	14° 43'N	10/9	12,29	25/10	11,70	115	599
Tete, Mozambique	16° 11'S					130	679
Tadla, Maroc (*)	32° 22'N	22/9	12,35			10	290
Bastia, France (*)	42° 41'N	20/9	12,37			31	826
Montpellier, France (*)	43° 36'N	22/9	12,45			44	789

(*) Culture irriguée

Si l'étalement de la coupe avant la fin de la saison des pluies n'est pas envisagé, l'agriculteur, pour la production de la fibre, aura toujours intérêt à choisir des variétés du groupe qui freinent la mise à fleur jusqu'au début de l'installation de la saison sèche ou de l'apparition des gelées. Les variétés ayant une photopériode critique plus élevée et les variétés ne manifestant pas de réaction photopériodique à la latitude de la zone de culture ont une production inférieure, notamment les variétés russes (41, 79). Au delà des Tropiques du Cancer et du Capricorne, la production des semences des variétés les plus productives en fibre est de plus en plus faible et devient impossible pour les variétés du groupe "semi-précoce" dans le Sud de la France.

3.3. EXIGENCES ECOLOGIQUES

La croissance des hibiscus textiles est favorisée par des températures journalières élevées, un fort ensoleillement, des pluies abondantes et des jours longs (124). Le kénaf manifeste de plus grandes possibilités d'adaptation à différents types de climat que la roselle qui, par contre, est moins exigeante sur la qualité du sol (79).

3.3.1. Climat

En tenant compte de la contrainte que constitue l'époque de mise à fleur des variétés du groupe retenu époque fixée par la latitude, l'obtention des tiges de kénaf et de roselle de hauteur satisfaisante (2,5 à 3,5 m) pour la production de fibres de bonne qualité est envisageable dans toutes les régions où les températures moyennes journalières varient entre 15° et 26 °C. En culture pluviale, une pluviométrie mensuelle minimale de 130 à 150 mm est nécessaire pendant 3 à 4 mois de végétation pour le kénaf et 4 à 5 mois pour la roselle (tableau 22). Le kénaf résiste bien à une courte période de sécheresse par un ralentissement momentané de la croissance qui est compensé par une accélération au retour des pluies (201). La roselle, pendant la période de croissance, préfère un climat plus chaud que le kénaf et une humidité relativement élevée, supérieure à 70 % (79). La maturation des graines réclame, après le début de la floraison, 2 à 3 mois supplémentaires de végétation ayant des températures journalières supérieures à 15 °C (70, 136).

Compte-tenu de ces exigences climatiques et de l'existence de nombreuses variétés de kénaf manifestant une grande variabilité à la réaction à la photopériode, cette plante est cultivable depuis l'équateur jusqu'à des latitudes élevées atteignant 45°N en U.R.S.S. (Ouzbékistan et Turkmenistan, 290), en Italie (Lombardie, 223, 295) en France (Aquitaine, Languedoc-Roussillon, Corse, 41). Le kénaf, qui supporte des variations journalières de température de 50 °C ou plus à 10 °C au Khuzestan (79) ne résiste pas aux gelées (41, 136). Il souffre dans les régions venteuses (79). Dans le Roussillon (Sud-Est de la France), le développement en hauteur des plantes non protégées par un brise-vent est réduit de l'ordre de 15 % (224 cm à 190 cm, 132).

La culture de la roselle, en raison du manque de variabilité de la photopériode critique qui, quelles que soient les variétés, demeure voisine de 12 heures, ne peut être envisagée que dans des régions situées à des latitudes inférieures à 25° bénéficiant d'une longue saison des pluies jusqu'au début d'octobre dans l'hémisphère Nord au début d'Avril dans l'hémisphère Sud.

Une germination de 80 à 90 % des graines s'obtient à partir d'une température du sol inférieure à 12° pour le kénaf BG 52-38 et à 14° pour la roselle THS 22 (tableau 23, 62).

3.3.2. Sols

Le kénaf et la roselle ne sont pas particulièrement exigeants sur la qualité du sol, mais réclament un bon drainage (70, 87, 136). Ils poussent avec vigueur dans les terres riches en azote. Des sols argilo-siliceux perméables qui ne se dessèchent pas trop vite, conviennent le mieux. Les sols pauvres du type sableux ou présentant un durcissement de certaines horizons près de la surface sont à éviter (163). En Ouganda (79) dans des terrains très argileux retenant l'humidité, le kénaf peut se développer avec une pluviométrie mensuelle inférieure à 100 mm.

Le kénaf et la roselle ne supportent pas l'inondation. Les sols hydromorphiques des vallées et des dépressions qui sont saturés en eau pendant une période plus ou moins longue par engorgement temporaire ou par remontée de la nappe phréatique ne conviennent pas. Les hibiscus textiles poussent aussi bien dans les terrains acides (pH 4.5 à 5) qu'alcalins. Le kénaf demande un sol plus profond que la roselle, son système racinaire étant plus étagé. Il supporte mieux la salinité du sol que le jute et la roselle (273) même à des taux de 2,5 à 5 pour 1.000 en Algérie (227).

Un taux élevé de sel dans le sol a pour effets de retarder la floraison, d'entraîner une diminution de la teneur en huile des graines et du rendement en fibres des tiges (89).

Tableau 23 — Pourcentages de germination du kénaf et de la roselle à trois températures et pour trois durées de jours différentes (I.R.C.T., Montpellier, 1977)

T°		10°5			12°			13°		
Durée										
Espèce		4j	7j	14j	4j	7j	14j	4j	7j	14j
BG 52-38 (kénaf)		5	18	47	62	96	98	96	97	98
THS 22 (roselle)		0	0	14	0	17	60	0	50	83

3.3.3. Comparaison avec le jute

Les hibiscus textiles adaptés à l'Afrique tropicale se sont acclimatés dans de nombreuses régions en dehors de leur centre d'origine, particulièrement en Asie, en Amérique Centrale et autour du Bassin méditerranéen, où la culture du jute s'est révélée impossible.

Les variétés de jute se développent le mieux au voisinage du Tropique du Cancer entre les longitudes 86° et 92° E et en Amazonie près de l'équateur. Elles sont, pour la plupart sensibles à une photopériode inférieure à 13 heures et réclament un climat chaud et humide caractérisé par une pluviométrie mensuelle de 250 mm et une humidité supérieure à 80 % pendant les 3 mois de végétation. Elles préfèrent les sols argilo-sableux avec des dépôts d'alluvions marneux et supportent les inondations passagères (79).

Les exigences écologiques particulières du jute ont conduit l'Inde, Taiwan et la Thaïlande à produire, dans les régions moins favorables au jute, des hibiscus textiles, notamment la roselle, plus tolérants en ce domaine (136, 170). De même, certains pays d'Afrique qui ont cherché à assurer leur approvisionnement en fibres jutières, ont cultivé le kénaf pour ses rendements en fibres supérieurs de 30 à 75 % au jute dans les régions les plus humides du Mali et au Bénin (tableau 24).

Tableau 24 — Rendements en fibres de sacherie de jute comparés aux rendements du kénaf en Afrique de l'Ouest.

Essais I.R.C.T.	MALI			BENIN
	Nord	Centre	Sud	Sud
Nombre d'essais	2	4	3	9
Kénaf	Production — fibre (kg/ha)			
Jute	1.390	1.595	1.197	1.080
	444	643	323	799
Jute (% kénaf)	32	46	27	74
Latitude Nord	13° — 14°	12° — 13°	11° — 12°	7° — 10°
Pluviométrie annuelle (mm)	698	1.012	1.109	1.072

En l'absence de conditions extrêmes de parasitisme, la roselle s'impose généralement dans la zone forestière guinéenne à climat chaud et humide à une seule et longue saison des pluies tandis que le kénaf se développe encore normalement à la limite sud du Sahel avec une pluviométrie réduite de moitié et un très faible degré hygrométrique (tableau 25). Il s'accommode aussi des températures plus tempérées de certaines régions méridionales du continent européen (Italie, France, Espagne).

Tableau 25 — Comparaison des rendements en fibre de sacherie de kénaf et de la roselle en l'absence de conditions extrêmes de parasitisme.

Essais I.R.C.T.	MALI			COTE d'IVOIRE	BENIN		CENTRAFRIQUE
	Nord	Centre	Sud	Nord	Nord	Sud	Centre
Nombre d'essais	5	15	14	7	6	6	6
Kénaf (groupe Soudan P.) Roselle (Pawkeo)	1534 1335	1617 1746	1766 1872	Production = fibre (kg/ha) 1768 1340 1303 1980 1500 938			758 940
Roselle (% kénaf)	87	108	106	112	112	72	124
Latitude Nord	13° - 14°	12° - 13°	11° - 12°	9° - 10°	9° - 10°	7° - 10°	4° - 6°
Pluviométrie annuelle (mm)	698	1012	1109	1279	984	1072*	1800

* 2 saisons de pluies séparées par une petite saison sèche en juillet ou en août.

IV. PROBLÈMES PARASITAIRES (Maladies et ravageurs)

Trois facteurs limitants d'origine parasitaire sont importants pour la culture des hibiscus textiles. Il s'agit d'affections graves des tiges et des racines, qui ont donc une conséquence directe sur la production de fibres ou de matière papetière. La roselle est principalement attaquée par un chancre de collet et de tige ; le kénaf, par une atteinte des bourgeons terminaux, suivie de nécroses de type anthracnose et par des nématodes galligènes provoquant des tumeurs sur les racines.

D'autres maladies peuvent provoquer localement des dégâts, parfois graves, mais elles n'ont jamais une influence déterminante sur la production au niveau régional. Quant au parasitisme entomologique, son importance est très limitée pour la production de fibres. Par contre, il doit être pris en compte lorsqu'il s'agit de la production semencière.

4.1. LE CHANCRE DU COLLET DE LA ROSELLE

4.1.1. Symptômes, importance économique, répartition géographique

Il existe deux types de symptômes : une pourriture du collet qui est la plus courante ou un chancre de tige. Dans le premier cas le point d'infection se situe sur la racine principale, déjà bien atteinte lorsque les premiers symptômes apparaissent sur la tige. La maladie se développe ensuite du collet vers le haut, l'écorce brunit puis devient noire, la lésion entoure la tige et peut atteindre 20 à 70 cm au dessus du sol. Les feuilles jaunissent ; finalement, le plant flétrit et meurt. Généralement les tiges cassent et donnent aux champs attaqués un aspect particulier. (photo 11)



Photo 11 : Chancre du collet de la roselle, dégâts au champs
(Photo J.C. FOLLIN, IRCT, Centrafrique)

Lorsqu'il s'agit d'un chancre de tige, le collet et les racines restent sains. La maladie débute par l'apparition d'une ou plusieurs taches, d'abord jaunes d'aspect humide. Elles s'étendent rapidement, noircissent, l'écorce se détache facilement et si l'humidité ambiante est forte, une production de gomme exsude des plaies de l'écorce. L'étape ultime est l'encerclement total de la tige et le flétrissement complet (photo 12).

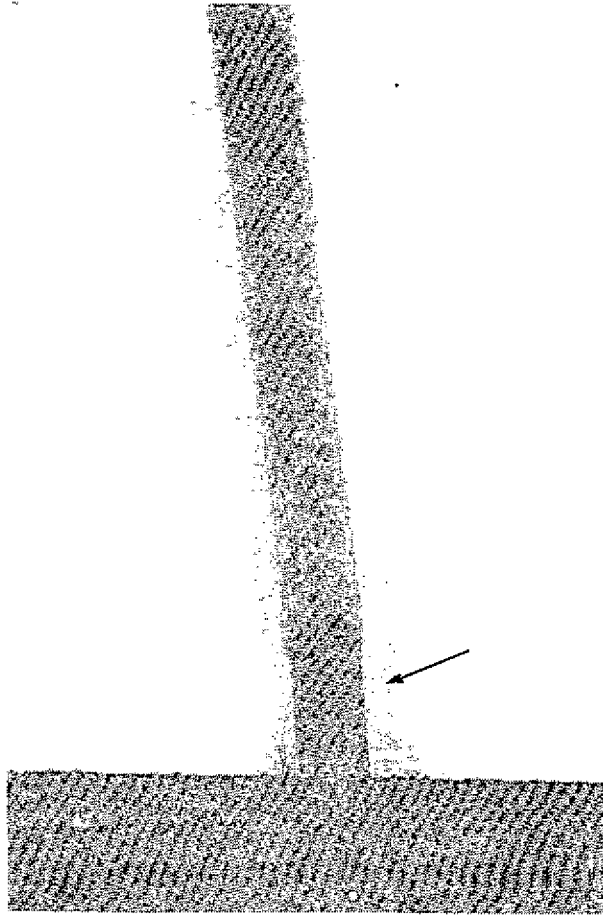


Photo 12 : Chancre du collet de la roselle, dégâts au champs
(Photo J.C. FOLLIN, IRCT, Côte d'Ivoire)

Les dégâts de cette maladie sont du type "tout ou rien", un plant atteint doit être considéré comme un plant perdu (sauf pour les attaques en fin de cycle, qui ne détruisent pas le plant, mais lui font produire une fibre dépréciée). Le pourcentage de plants atteints correspond donc, en négligeant le phénomène de compensation qui, ici, a une importance très faible, à la perte subie. Ces pourcentages peuvent être très élevés et la production de fibres réduite à néant lorsque les conditions sont favorables.

Le chancre du collet et des tiges a été signalé pour la première fois à Ceylan en 1926 (121) puis en Malaisie (294) à Java (147, 206, 207), en Inde (160, 203, 204), en Centrafrique (103), en Côte d'Ivoire (106), au Mali (82), au Bénin (39) et au Nigéria (4, 218, 221). En vérité, cette maladie existe dans toutes les zones productrices de fibres de roselle et apparaît souvent dès la première année de culture.

4.1.2. Caractéristiques de l'organisme responsable

L'agent causal est un champignon inférieur : *Phytophthora parasitica* Dastur (= *Phytophthora nicotianae* Br. de Haan var. *parasitica* Dast = *P. parasitica* var. *nicotianae*). On peut l'isoler facilement des tiges atteintes à condition d'utiliser un milieu sélectif (105), il est également possible de l'isoler du sol par la technique du piégeage (17, 251).

La relation hôte-parasite, roselle — *P. parasitica*, est peu stricte. D'une part la roselle peut être attaquée par des souches isolées d'autres plantes (167), d'autre part les souches isolées de la roselle peuvent attaquer d'autres plantes (110) mais avec des degrés d'agressivité variables ; il semble que les souches provenant de champs cultivés depuis plusieurs années sont plus agressives que les isolats provenant de cultures récentes (110).

Cette faible spécialisation explique pourquoi on constate souvent des attaques dès la première année de culture. *Phytophthora parasitica* est un habitant des sols tropicaux et son passage d'une plante hôte sauvage à la roselle est aisé. En Côte d'Ivoire il a été isolé d'*Hibiscus asper* une souche virulente sur roselle *H. surattensis*, *Tephrosia* sp. et *Solanum nigrum* sont aussi des hôtes possibles. Par contre *H. rostellatus*, *Sida* sp. et *Corchorus* sp. ne sont pas attaqués. (110, 117)

Lorsque le champignon est installé dans une plantation de caractère intensif, en sol normalement pourvu en matière organique il devient rapidement impossible de poursuivre la culture ; de quelques pour cent la première année on peut arriver à 60 à 80 % de plants atteints la troisième année. Il y a accumulation d'inoculum d'une année sur l'autre, le support étant les fragments de tiges infectées laissés sur le sol après la récolte. Ceci a été vérifié par l'infection artificielle de parcelles à l'aide de tiges malades (104, 117).

4.1.3. Influence de l'environnement

L'implantation des parcelles

Il est courant de constater que la maladie se développe plutôt dans les zones mal drainées ou dans les zones de passage des eaux de ruissellement. L'humidité du sol a un effet prépondérant sur l'infection (220)

En ce qui concerne les sols, la roselle n'est pas particulièrement exigeante et le groupe des sols ferrugineux tropicaux ou faiblement ferrallitiques offrent de bonnes possibilités de culture, après correction des déficiences minérales. Les sols argilo-siliceux perméables, ne se desséchant pas trop vite, conviennent le mieux. Par contre, les sols argileux hydromorphes, saturés en eau pendant une période de l'année par engorgement temporaire en profondeur ou en surface sont totalement impropres, bien que souvent riches en matières organiques. Les sols ferrugineux tropicaux plus ou moins hydromorphes ou à "pseudogley" sont également à rejeter, soit parce qu'ils sont mal drainés, soit parce qu'ils sont engorgés par une nappe à faible profondeur (1 à 3 m). Les exigences agronomiques, en ce qui concerne le choix des sols, rejoignent donc les exigences phytosanitaires.

Les pratiques culturales

La date des semis

La roselle est une plante sensible à la photopériode et fleurit en jours décroissants, lorsque leur durée atteint 11 h 45. Du point de vue de l'agronome, une date de semis précoce est donc souhaitable de façon à avoir un cycle de végétation le plus long possible. Des comptages effectués dans un essai réalisé à Bambari, en République Centrafricaine, indiquent qu'une date de semis précoce est également favorable à la limitation des dégâts provoqués par le chancre. Ceci est essentiellement dû au fait que la roselle est très sensible dans les premiers stades de végétation, et il faut éviter un semis tardif dans un sol où le champignon a déjà eu le temps de profiter des premières précipitations pour se réinstaller après la saison sèche (104, 111).

La densité de plantation n'a, par contre, pas d'effet sur l'intensité de la maladie.

Le précédent cultural

Dans les zones infectées on constate que la répétition de la culture sur une même sole augmente les dégâts d'une année sur l'autre (111). Une jachère intercalée ne permet pas de faire diminuer rapidement le potentiel d'inoculum dans le sol (39).

Tableau 26 — Pourcentage à la récolte de plants atteints du chancre du collet dans un essai de "type soustractif" (104, 111)

Traitements	1re année	2e année	3e année
Témoins	1.7	7.8	38.8
NSPK	5.8	23.0	75.6
— N	1.7	8.6	48.7
— S	5.0	24.4	64.1
— P	5.3	42.9	74.4
— K	5.1	19.7	60.8
m	4.10	21.0	60.4

Fumure minérale

L'influence des engrais sur le chancre du collet a déjà été étudiée en Inde par l'Institut de Recherches sur le jute (16, 17, 18). Il ressort de ces travaux que l'apport de sulfate d'ammoniaque favorise le développement de la maladie et qu'il est possible d'obtenir une réduction des attaques en apportant des doses fortes de chaux (1 à 2 t/ha).

Plus récemment, il a été montré au Nigéria (219) que l'augmentation des doses d'azote et de potasse favorisait la maladie surtout lorsque la fumure était déséquilibrée.

A Bambari, en République Centrafricaine, trois années d'essais montrent que l'azote a un rôle particulièrement important (104) :

Dans les essais soustractifs (tableau 26) seul l'objet sans azote est équivalent au témoin et se caractérise par un taux de plants malades nettement moins élevé.

Dans l'essai d'équilibre NPK, (tableau 27), dans tous les cas, les objets avec N sont plus touchés que les objets P, K, ou témoin. La dose a également un effet significatif : plus la dose d'azote est forte, plus le taux de chancre est élevé.

Tableau 27 — Evolution du taux de plants atteints du chancre du collet dans un essai coupe NPK (104)

	Juin		Juillet		Août		Septembre		Octobre	
	5 000 éq.	10 000 éq.	5 000 éq.	10 000 éq.	5 000 éq.	10 000 éq.	5 000 éq.	10 000 éq.	5 000 éq.	10 000 éq.
N	4,6	7,5	23,0	21,9	33,2	42,1	37,2	47,9	40,2	51,4
P	0,6	0,2	4,0	3,4	6,2	4,7	6,5	5,2	7,2	6,1
K	2,9	1,1	8,7	5,5	13,0	9,2	15,1	11,2	16,3	11,8
NP	2,2	4,8	14,3	23,6	18,8	30,3	22,7	35,3	24,4	37,9
NK	4,0	5,9	19,2	27,3	26,0	40,0	31,1	48,0	33,3	50,8
PN	1,5	1,1	7,8	10,0	10,4	14,3	13,0	16,7	13,0	18,2
KN	3,1	6,4	12,5	17,5	17,7	26,3	18,1	30,3	20,4	32,1
PK	1,1	0,3	6,8	3,4	8,3	5,3	9,4	6,1	10,4	6,4
KP	1,3	1,1	5,1	6,0	9,9	9,2	11,9	11,9	13,8	12,1
Témoin	1,0	0,4	3,8	4,5	6,7	6,2	9,9	7,3	10,4	7,9

En conclusion, en ce qui concerne les facteurs externes, on peut dire que les recommandations phytosanitaires correspondent dans presque tous les cas aux recommandations agronomiques : choix de sols bien drainés, semis précoces et intégration de la culture de roselle dans un système comportant d'autres plantes, industrielles ou vivrières. Dans le cas de la fumure, il peut sembler que l'on arrive à une situation paradoxale puisque, dans les essais réalisés en Centrafrique, l'apport d'engrais a favorisé à un tel point le développement du taux de plants malades que l'action bénéfique attendue sur la récolte est annulée et même inversée. En réalité, la situation décrite est exceptionnelle, car ces essais ont été réalisés sur des sols bien pourvus en matière organique et déjà largement infectés. Dans les conditions traditionnelles, on constate rarement de telles attaques et l'apport d'azote a toujours un effet déterminant très favorable sur la récolte de fibres.

Le point le plus important est d'éviter la répétition de la culture sur un terrain dès que l'on constate que 3 à 5 % des plants sont atteints par le chancre du collet.

4.1.4. Influence des facteurs intrinsèques à la plante

Il s'agit essentiellement de l'étude de la sensibilité variétale réalisée dans le but de créer ou de repérer des variétés résistantes.

Il existe très peu de travaux sur la sélection de nouvelles variétés résistantes au chancre du collet. Dans le passé, il ne semble y avoir eu qu'une seule tentative de sélection ; elle a été réalisée par KIST (165) à Java. Quatre voies ont été explorées :

- 1) Sélection plant par plant dans des variétés à haut potentiel de rendement, et constitution de lignées ;
- 2) Croisement de variétés sensibles très productives avec des variétés sauvages présentant un certain degré de résistance ;
- 3) Croisement interspécifique avec le kénaf ;
- 4) Traitement à la colchicine.

Les deux premières méthodes ne donnèrent pas de résultats satisfaisants, la troisième échoua par l'impossibilité d'obtenir des graines hybrides fertiles. Enfin, les plants de roselle traités à la colchicine étaient mâles stériles et ne donnèrent pas de graines lorsqu'ils furent pollinisés par le pollen de plants normaux.

Par contre, la reconnaissance de la sensibilité des variétés existantes a donné lieu à plusieurs rapports : ALCONERO et STONE (11) ont réalisé des tests de résistance après inoculation par piqûres dans les tiges, plus récemment OLUNLOYO (221) au Nigéria a montré que certaines variétés possédaient un certain degré de résistance.

Les travaux réalisés en Côte d'Ivoire indiquent qu'une forte résistance, au champ, au chancre du collet n'est observable chez aucune variété de roselle très productive de fibres. Cependant, dans certaines conditions expérimentales, il se manifeste entre les variétés des différences très nettes de sensibilité : ces différences variétales ont malheureusement tendance à s'estomper lorsque les conditions sont très favorables au développement de la maladie (113).

Cette conclusion a conduit à rechercher la résistance chez d'autres espèces d'*Hibiscus* et dans les variétés alimentaires d'*H. sabdariffa* (113, 116).

En ce qui concerne la section *Furcaria*, après inoculation artificielle dans la tige et dans le sol, on peut constituer dans celle-ci, trois groupes en fonction de la sensibilité :

A — Espèces très sensibles

<i>H. sabdariffa</i>	génome	AAYY
<i>H. sabdariffa</i>	génome	AAYY

A — Espèces très sensibles

<i>H. sabdariffa</i>	génome	AAYY
<i>H. mastersianus</i>		XX
<i>H. meeusei</i>	génome	AAXX
<i>H. surattensis</i>		BB

B — Espèces pouvant être attaquées dans certaines conditions

<i>H. cannabinus</i>	génome	AA
<i>H. asper</i>		AA
<i>H. radiatus</i>		AABB
<i>H. radiatus</i>		AABB
<i>H. sudanensis</i>		GG

C — Espèces très résistantes

<i>H. acetosella</i>	génome	AABB
<i>H. bifurcatus</i>		PPQQ
<i>H. costatus</i>		PP
<i>H. diversifolius</i>		CCDEEFF
<i>H. furcatus</i>		?
<i>H. furcellatus</i>		PPQQ
<i>H. maculatus</i>		CCDDEERR
<i>H. rostellatus</i>		GGHH

Les plantes pouvant héberger *P. parasitica* se retrouvent donc plutôt dans les espèces possédant les génomes A et B, à l'exception toutefois d'*H. acetosella*.

Ces études concernant les espèces de la section *Furcaria* sont plutôt théoriques, car la plupart de ces espèces sont très éloignées, morphologiquement et génétiquement, des hibiscus textiles, et il est vain d'espérer exploiter ou même réaliser la plupart des croisements envisageables. Il faut toutefois noter qu'*H. acetosella* possède une forte résistance et que cet hibiscus a déjà été employé avec succès à la station expérimentale des Everglades, en Floride (79), dans plusieurs croisements interspécifiques, en particulier avec *H. cannabinus* : l'hybride obtenu possédait une forte résistance aux nématodes.

De même, dans les différentes lignées de l'hybride hexaploïde *H. cannabinus* × *H. sabdariffa* issues de graines aimablement fournies par le Dr MENZEL (320), nous avons pu mettre en évidence une très forte résistance, plus forte que celle du parent *H. cannabinus* qui, s'il est résistant au champ, supporte la croissance du champignon lorsque ce dernier est inoculé après une blessure de la tige (116). Ces hybrides ne sont malheureusement pas exploitables agronomiquement dans leur état actuel.

Quant aux variétés alimentaires, la prospection parmi celles-ci s'est toujours révélée décevante jusqu'en 1977 où une variété originaire du Mali a montré une résistance totale au chancre en inoculation artificielle. Cette variété a été croisée avec une variété très productive en fibres, THS 22, et les F1, F2, F3 ont été étudiées pour leur résistance au chancre, parallèlement à la sélection portant sur la morphologie (116).

L'analyse de la descendance montre que la résistance a un caractère récessif et qu'elle est de type polygénique.

Par ailleurs, il a été mis en évidence au moins deux éléments dans la résistance constatée chez la plupart des plants F3, une résistance à l'installation du parasite et une résistance à l'extension du chancre. Ces deux éléments sont indépendants, car on peut les rencontrer isolément : certains plants ne manifestent pas de symptômes pendant un certain temps puis évoluent ensuite rapidement ; d'autres plants, par contre, manifestent immédiatement des symptômes, mais neutralisent le champignon (116).

Pratiquement, il semble plus intéressant d'insister sur le caractère de résistance lié à la faculté pour certaines lignées d'induire une réaction de défense après l'installation du parasite. On peut, en effet, espérer que cette résistance, qui présente un caractère quantitatif, sera plus stable.

La morphologie de la variété à fibres se retrouve dès la F3. La résistance au chancre est donc possible à obtenir à l'aide de croisements avec des variétés alimentaires totalement résistantes.

4.1.5. Méthodes de lutte

Il n'existe pas actuellement de variétés commerciales possédant un niveau de résistance acceptable. Il serait important de rechercher une augmentation de la variabilité, qui est faible dans la roselle, par l'introduction de caractères de résistance de certains *H. sabdariffa* alimentaires. Ces croisements auraient par ailleurs l'avantage de créer des variétés à fibres avec d'autres cycles de floraison que celui de la variété *altissima*.

Actuellement le producteur reste assez démuné devant cette maladie. La lutte fongicide est envisageable théoriquement (205, 308) mais, économiquement, ne peut être recommandée. La désinfection des semences, seule, avec des produits efficaces contre les pythiacées, doit être envisagée et permet, entr'autres, de réduire la part due au *Phytophthora* dans les fontes de semis (222).

La meilleure sécurité réside dans le choix des terrains, de la rotation et dans l'application réfléchie des pratiques culturales.

4.2. L'ANTHRACNOSE DU KENAF

4.2.1. Symptômes, importance économique, répartition géographique

L'antracnose est la maladie la plus importante du kénaf ; la gravité tient à ce que l'organisme causal (*Colletotrichum hibisci* Poll.) attaque les méristèmes, ralentissant la croissance ou détruisant le bourgeon terminal (photo 13). Lorsque cette destruction se produit, la perte de dominance apicale provoque un départ de bourgeons axillaires donnant des pousses dont les bourgeons terminaux sont à leur tour atteints et le plant prend un aspect en balais de sorcière le rendant impropre à la production d'une fibre de qualité acceptable.

Secondairement, des chancres très profonds, de 2 à 3 cm de longueur apparaissent sur la tige, le plus fréquemment, immédiatement sous le sommet. Par temps humide et frais ces lésions sont couvertes de spores roses qui assurent la dissémination du parasite. Les feuilles sont également attaquées, principalement au niveau des nervures, sous forme de petites taches rondes, rouge vif. Ces attaques des nervures provoquent un développement inégal et donnent aux limbes un aspect déchiré caractéristique.

Cette maladie est très différente, dans son indice sur la production du chancre de la roselle. Le pourcentage de plants attaqués dans un champ donne plus en effet une idée des dégâts possibles, car les dégâts sur un plant peuvent être très variables suivant les conditions climatiques et la variété. Il y a, entre le parasite et son hôte, une relation de type quantitatif qui rend difficile les estimations de pertes. Les pertes sont négligeables sur une variété résistante, dont de nombreux plants peuvent cependant présenter des symptômes, elles peuvent être très importantes et rendre nulle la récolte sur une variété sensible.

Cette maladie est signalée pour la première fois à Java, en 1927, par HARTLEY (139) et l'organisme responsable est déterminé comme étant *Colletotrichum hibisci* Poll., déjà observé, en 1894, sur *Hibiscus palustris* (63). On retrouve cette maladie en Floride (64, 241, 280) et à Cuba (64, 224), dès l'introduction du kénaf dans ces régions ; elle est signalée au Mali (82) avec les premiers essais en grande culture, puis dans tous les autres pays où des essais d'implantation sont tentés : République Centrafricaine (104), Côte d'Ivoire, Haute-Volta (108, 118), Dahomey (38, 39) et enfin, plus récemment, en Zambie (67).

4.2.2. Caractéristiques de l'organisme responsable

Cette espèce pathogène du genre *Colletotrichum*, à rattacher à l'espèce *C. gloeosporioides* Penz. selon Von Arx, ne présente pas d'éléments morphologiques particuliers. La culture sur milieux artificiels tend cependant à faire diminuer rapidement l'agressivité parallèlement à la faculté de sporuler abondamment.

En ce qui concerne le pouvoir pathogène, SUMMERS (281) a mis en évidence 3 races. Vis à vis de la race 1 et 3, certaines variétés (BG 52-18 et BF 52-78) sont totalement résistantes, la race 2 est par contre virulente sur toutes les variétés testées mais avec des degrés d'agressivité divers. C'est cette situation que l'on retrouve en Afrique de l'Est (67) et en Afrique de l'Ouest où une remarquable similitude de virulence et d'agressivité a été constatée chez toutes les souches testées (109, 118).



Photo 13 : Anthracnose du kenaf. Destruction du bourgeon terminal et repousse.
(Photo J.C. FOLLIN, IRCT, Côte d'Ivoire)

C. hibisci semble très spécifique d'*H. cannabinus*. En infection artificielle il n'a pas été possible d'infecter aucune espèce de la section *Furcaria*, sauf toutefois la roselle qui est sensible si on introduit le champignon par blessure en haut de tige mais n'est jamais attaquée dans des conditions naturelles.

C. hibisci peut également provoquer des lésions sur plantules de cotonnier si on inocule les graines, par contre les plantules de kéraf ne sont pas attaquées par *C. gossypii* (118, 244).

C. hibisci n'étant pas hébergé par une autre plante sa propagation en cours de campagne se fait à partir des plants malades par dissémination de spores ; d'une année sur l'autre, sa pérennité est assurée par les spores portées par les graines et les débris végétaux restés sur le sol.

L'origine géographique de cette maladie n'est pas connue mais il semble que pour la plupart des mentions récentes (Cuba, Afrique) la maladie ait été introduite par les graines importées.

4.2.3. Influence de l'environnement sur la maladie

En milieu contrôlé et dans les essais en plein champ il n'a pas été mis en évidence de liaisons entre l'incidence de la maladie et la nutrition minérale. Même une forte carence n'influe pas sur la maladie (114).

Une condition primordiale pour que l'infection se réalise est une humidité voisine de la saturation pendant 8 à 10 heures et une température plutôt basse compte tenu des zones de culture (autour de 20-25 °C) (112, 114).

La température, par ailleurs, joue un rôle primordial dans la relation hôte-parasite de cette maladie, en ce sens qu'elle influe fortement sur la résistance.

Ce problème a déjà été abordé par SUMMERS et PATE (283). Ces auteurs remarquent, d'une part, que certaines variétés sont sensibles, quelle que soit la température (20, 25 ou 30 °C), d'autre part, que des variétés peuvent être sensibles à 20 °C, faiblement résistantes à 25 °C et très résistantes à 30 °C.

Les études en chambre régulée ont confirmé ces résultats. D'une manière générale, la température joue un rôle important dans l'expression de la résistance du kéraf à l'anthracnose. A 15 °C et à 20 °C, il n'y a pas de différences entre la sensibilité d'une variété sensible et celle d'une variété résistante. Au dessus, la résistance se met progressivement en place. A 25 °C, elle est efficace et neutralise le champignon en deux à trois jours ; 30 °C, elle est maximale et isole le parasite en un à deux jours. Par contre, la variété sensible est détruite d'autant plus rapidement que la température s'élève (114).

Dans les études au champ ces résultats sont confirmés car on trouve une liaison significative entre le nombre de jours de pluie (et non l'importance), qui traduisent des périodes fraîches et humides, et l'incidence de la maladie (118).

4.2.4. Influence des facteurs intrinsèques à la plante

Réactions variétales, conséquences pour les épidémies

Plusieurs années d'observations et d'inoculation artificielle en Afrique Centrale (R.C.A.) et en Afrique de l'Ouest (Mali, Côte d'Ivoire, Haute-Volta et Dahomey) permettent de noter :

- 1° l'existence de différences très importantes dans la sensibilité des différentes variétés à l'anthracnose ;
- 2° l'importance plus ou moins grande de ces différences, l'intensité des attaques pouvant varier considérablement d'une année sur l'autre, d'une zone à l'autre ;
- 3° des différences allant toujours dans le même sens, c'est-à-dire que l'on n'observe pas d'interactions entre la situation de la zone de culture et les sensibilités des variétés cultivées.

Le classement suivant peut-être établi pour les variétés les plus connues :

- Variété très sensible : Soudan tardif ;
- Variétés sensibles : Espana, Andalucia, BG 53-90 ;
- Variétés de résistance faible à moyenne : Cuba 108, Cuba 2032, Guatemala 4, Guatemala 27, Guatemala 45, Kéraf 129, BG 52-01 ;
- Variétés de résistance moyenne à bonne : BG 52-20, BG 52-22, BG 52-38, BG 52-71, BG 53-30 ;
- Variété très résistante : Damara.

Les variétés résistantes et très résistantes peuvent présenter des symptômes lorsque les conditions sont très favorables à la maladie mais ces variétés se caractérisent par une grande faculté de limiter les dégâts et de récupérer.

La différence dans la sensibilité des variétés allant toujours dans le même sens il est vraisemblable que la résistance du kéraf est de type horizontal devant la race virulente sur toutes les variétés.

Nature de la résistance

La résistance, nulle à la germination, se met rapidement en place au cours des dix premiers jours de croissance. Les résultats des tests d'inoculation à 13, 20 et 45 jours sont étroitement corrélés entre eux et avec les estimations des dégâts au champ dans les conditions naturelles. Les inoculations étant réalisées par introduction par piqûres du champignon à l'intérieur de la plante, on peut penser que la résistance est, sinon totalement, au moins en grande partie interne (112).

La nécessité d'une température suffisante pour que la résistance puisse s'exprimer rend aisé de démontrer que la résistance du kénaf à l'antracnose est du type induite (115) et non pas préexistante comme cela a été écrit dans le passé (304) où la relation hôte-parasite était expliquée par la dualité : Production de toxines basiques par le pathogène — Pouvoir tampon supérieur des variétés résistantes. Le fort pouvoir basifiant du *Colletotrichum* s'explique par une activité nitratre-réductase forte. Par ailleurs le pouvoir tampon d'une variété sensible de 60 jours est bien supérieur à celui d'une variété résistante de 30 jours alors que les différences de résistances sont nettes (118), pourvu que les conditions de son expression soient satisfaites.

4.2.5. Lutte

Comme pour le chancre du collet, des traitements fongicides préventifs sont envisageables théoriquement (199) et peuvent être éventuellement pratiqués pour préserver une collection mais pour des raisons économiques, ils ne peuvent être recommandés en grande culture.

La désinfection des semences est par contre souhaitable pour éliminer les spores de *Colletotrichum* sur les téguments des graines, ceci afin de réduire la dissémination de la maladie, l'infection primaire et les fontes de semis. De bons résultats sont obtenus avec les organo-mercuriques ou le TMTD.

Ce préalable réalisé, la lutte doit essentiellement s'orienter vers la culture de variétés résistantes.

Les recherches conduites sur ce sujet à l'I.R.C.T. se sont orientées dans deux directions :

Au Mali, la voie de la sélection massale a été choisie, dans des variétés déjà sélectionnées en Floride (228, 231) pour le critère de résistance à l'antracnose : BG 52-20, BG 52-22, BG 52-38, BG 52-71, BG 53-30. Après quatre années d'inoculation artificielle plant par plant par blessure du sommet (voir paragraphe 5.2.1), un noyau particulièrement résistant de BG 52-38 a été conservé pour servir de base pour le remplacement progressif des variétés anciennement cultivées.

En Côte d'Ivoire, la résistance a été recherchée dans la descendance de trois croisements, inoculés plant par plant, entre une variété très résistante mais d'un intérêt agronomique faible : Damara, originaire d'Afrique Centrale (enregistré par Dempsey sous le N° PI 256039) et trois variétés, deux à résistance faible : Cuba 108 et BG 52-1, et une sensible : 91-62, originaire d'Iran.

Dans les trois croisements, dès la F5, des lignées hautement résistantes et à bons caractères agronomiques ont été obtenues et testées en essais régionaux au Mali avec des résultats satisfaisants globalement équivalents au BG 52-38 sélectionné au Mali.

L'analyse de la résistance (108) indique que ce caractère est dominant et polygénique mais vraisemblablement conféré par un petit nombre de gènes.

La résistance est donc assez facile à obtenir par croisement et compte tenu du caractère de la relation hôte-parasite qui est à ranger dans la catégorie : Résistance horizontale-agressivité, on peut espérer que la résistance sera stable et durable.

4.3. LES NÉMATODES

Dans toutes les zones de culture, les variétés de kénaf sont très sensibles aux Nématodes associés ou non à des maladies de racines, notamment à Java (139), à Cuba (224), au Brésil (185), au Guatemala (269), en Floride (282, 284, 285, 286, 304), à Taiwan (59, 299), en Inde (56), en URSS (149, 288), au Ghana (3), au Mali, en Côte d'Ivoire et au Bénin (39, 127).

Les espèces les plus mentionnées sont *Meloïdogyne incognita* Kofoid et White, *Meloïdogyne incognita acrita* Chitwood, *Meloïdogyne arenaria* Chitwood. Les attaques se développent particulièrement en terrains sableux, pauvres en matière organique, et se traduisent dans les cas les plus graves par une destruction du bourgeon terminal et la présence de galles très grosses sur les racines (photo 14). Une attaque moyenne n'est visible que sur les racines et affecte la croissance de la plante. En dehors des dégâts divers les Nématodes peuvent favoriser le déclenchement d'autres maladies provoquées par des *Fusarium* et *Macrophomina phaseoli* (280).

Au Bénin, il a été surtout mis en évidence l'importance du genre *Meloïdogyne*. *Pratylenchus* et *Rotylenchus* sp. sont présents sur le kénaf, mais pas sur la roselle (127).

La lutte variétale est difficile pour le kénaf car toutes les variétés sont sensibles bien que certaines lignées manifestent une faible résistance (1, 149, 285, 286), par contre, la production des variétés de roselle n'est pas affectée.

WILSON et SUMMERS (319) ont classé les espèces de la Section Furcaria D.C. en fonction de leur réaction de résistance au *M. incognita acrita* Chitwood :

— 7 espèces manifestent une très bonne résistance : *H. maculatus*, *H. rostellatus*, *H. bifurcatus*, *H. acetosella*, *H. surattensis*, *H. costats* et quelques lignées d'*H. sabdariffa* ;

— 6 espèces sont moyennement résistantes : *H. radiatus*, *H. furcellatus*, *H. meeusei*, *H. sudanensis*, *H. diversifolius* et *H. sabdariffa* en général.

La lutte par l'utilisation de nématicides est possible dans le cas de haut rendement (3, 288, 299). Au Bénin, de bons résultats ont été obtenus avec le DCB, supérieurs à ceux obtenus avec l'Aldicarb et l'Ethoprophos (127).

La rotation avec des cultures non sensibles aux *Meloïdogyne* est à recommander, mais la culture de la roselle, résistante, pendant plusieurs années ne permet pas de ramener à un niveau faible les populations de nématodes galligènes lorsque celles-ci se sont installées à un niveau élevé (2).



Photo 14 : Attaque de Nématodes
(Meloïdogine incognita)
(Photo J.C. FOLLIN, IRCT, Mali)

4.4. AUTRES MALADIES

4.4.1. Les maladies des plantules

Les plantules de kénaf et de roselle peuvent être attaquées par un complexe parasitaire, voisin de celui du cotonnier : *Fusarium* sp., *Diplodia* sp., *Macrophomina phaseoli* (Maubl.) Ashley, etc... en préémergence, *Pythium aphanidermatum* (Eds.) Fitz. et *Rhizoctonia solani* Kün en pré et post émergence (118).

La désinfection des semences est à préconiser dans tous les cas, avec des produits de contact, auxquels on peut ajouter des produits systémiques dans le cas d'attaques graves de *Rhizoctonia* (5, 211, 212, 213).

4.4.2. Les pourritures des racines et du collet (autres que celle dues à *P. parasitica*)

Rhizoctonia solani (= *Corticium solani* (Pril. et Delac.) B. et Galz. = *Pellicularia filamentosa* Rogers) est souvent cité comme pouvant provoquer des chancres du collet et des pourritures des racines. Ces attaques sont plutôt exceptionnelles et, lorsqu'elles se produisent, les chancres sont d'aspect plus sec que dans le cas de *P. parasitica*, la couleur est également différente, nettement marron. Il semble que les attaques se produisent plutôt en terrain à réaction acide et en période de sécheresse (206, 207, 214).

Macrophomina phaseoli (= *Rhizoctonia bataticola* (Taub.) Butl. = *Sclerotium bataticolum* Taub.) est également signalé comme pouvant provoquer des pourritures charbonneuses du collet (257, 280). Ce champignon est également impliqué dans des pourritures de racines.

Il faut noter que ces champignons, à croissance rapide, peuvent être facilement isolés après une attaque de *Phytophthora* et donner lieu à des confusions dans le diagnostic.

4.4.3. Maladies des tiges et des feuilles

Les dégâts les plus importants et les plus fréquemment rencontrés sont ceux provoqués par *Phoma sabdariffae* Sacc. (= *Phyllosticta gossypina* Ell. et Martin). Ce champignon se manifeste au début sur les jeunes feuilles et contamine ensuite les branches et les tiges (photo 15). Il est responsable des lésions foliaires en forme de taches de 5 à 10 mm irrégulières mais de pourtour net, humides, de teinte vert-pâle, puis noir-grisâtre. Sur la tige il forme des taches plus pâles évoluant en chancre de 2 à 3 cm et dépréciant la fibre. Sur les plants en pleine végétation il est fréquent d'observer la pourriture du bourgeon terminal et des extrémités des branches. Les pycnides sont bien visibles, sous forme de ponctuations noires sur les parties attaquées les plus anciennes. Une forme parfaite *Trichosphaeria* a été signalée au Bengale (129).

Cette maladie est favorisée par les temps frais et humides et les dégâts sont importants surtout lorsque la culture n'est pas menée correctement. Toutes les variétés de kénaf et de roselle sont sensibles et cette maladie existe dans tous les grands pays producteurs (291, 292, 293).

Sont également parfois cités : *Rhizoctonia solani* sur feuilles (210, 280), *Macrophomina phaseoli* sur tiges (257), *Volutella* sp. sur feuilles et jeunes tiges (128), *Cercospora* sp. (208), *Botrytis cinerea* (14, 237), *Aschochyta* sp. (280), *Aecidium garkeanum* (68), *Coniella musaiaensis* (162) sur feuilles.

Dans le Sud de la France, *Botrytis cinerea* provoque des dégâts tardifs sur feuilles et sur tiges. Ces attaques sont parfois spectaculaires mais d'importance économique faible car survenant en fin de cycle.

4.4.4. Maladies de flétrissement

Des flétrissements dus à *Fusarium oxysporum* S. et H. ont été signalés en Floride (280) sur kénaf et au Sénégal (257) sur roselle.

En Iran, un *Fusarium* sp. est considéré comme le parasite principal des cultures de kénaf et une sélection de variétés résistantes a été réalisée (9). Ce *Fusarium* provoque surtout une pourriture du collet.

Enfin il faut signaler un flétrissement bactérien du kénaf provoqué par *Pseudomonas solanacearum* E.F. Smith ; signalé pour la première fois par HARTLEY en 1927 (139), il semble assez répandu mais ne provoque jamais de dégâts notables. Nous l'avons observé au Mali sur certaines variétés. La maladie se caractérise par des colorations brunes des vaisseaux du bois surtout bien visibles aux points d'insertion des pétioles et des branches.

4.4.5. Maladies à transmission biologique

Leaf-curl : La roselle et le kénaf sont sensibles à une forme de leaf-curl du cotonnier : la forme SVT (small vein thickening) et la transmission par l'intermédiaire de *Bemisia tabacci* est aisée d'une plante à l'autre, par contre la forme MVT (main vein thickening) n'est pas transmissible du cotonnier aux hibiscus.

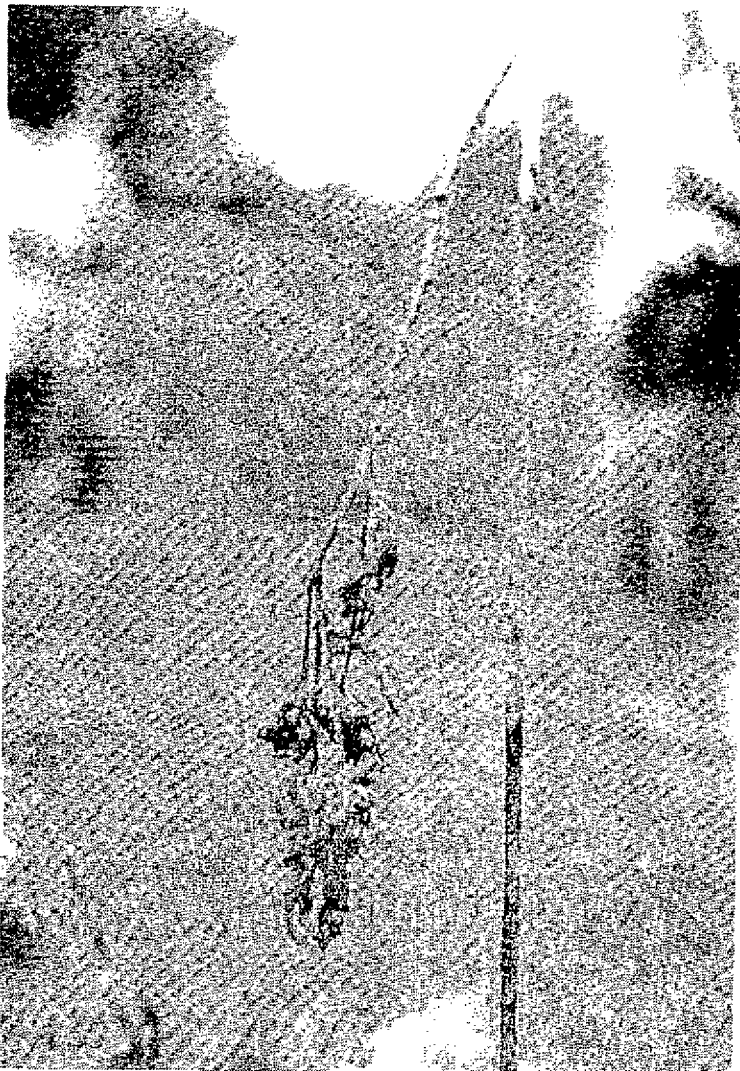
Mosaïque : Une mosaïque a été décrite en Floride (280), au Salvador (134) et au Guatemala (245) sur kénaf. Il semble que cette mosaïque soit différente de celle de l'abutilon, la plus fréquemment décrite sur les malvacées. Cette mosaïque se transmettrait au cotonnier et serait celle qui fait le plus de dégâts aux cultures cotonnières en Amérique Centrale (245).

Autres formes : Des déformations de feuilles sont signalées en Inde (171) et à Cuba (224).

En Côte d'Ivoire, est apparue sur kénaf une virescence (= Phyllodie) analogue à celle du cotonnier dont le mycoplasme responsable est véhiculé par une cicadelle : *Orisius cellulosus* Lindberg.



(Photo J. BOULANGER, IRCT, Bénin 1972)



(Photo J.C. FOLLI, IRCT, Côte d'Ivoire)

Photo 15: Attaque de Phoma sur roselle

4.4.5. Liste des microorganismes signalés sur les *Hibiscus* textiles

A. CHAMPIGNONS

- Aecidium garkeanum* P. Henn
Anthostomella hibisci K. Kamak
Ascochyta abelmoshi Harter
Ascochyta hibisci-cannabini
Botrytis cinerea Pers. ex Fr. (Moisissure grise du kénaf)
Calonectria rigidiuscula (B. et Br.) Sacc.
Cercospora hibisci Tracy et Earl
Cercospora hibisci-cannabini
Cercospora hibiscina Ell. et EV.
Cercospora malayensis Solh. et Ster.
Choetomium reflexum Sk et Gr.
Chaenophora cucurbitarum (Berk. et Rav.) Thaxt.
Chaenophora infundibulifera (Curr.) Cunn.
Colletotrichum gloeosporioides Penz.
Colletotrichum hibisci Poll. (Anthracnose du kénaf)
Colletotrichum nigrum Ell. et Hals.
Coniella musaiaensis var. *hibisci*
Corticium rolfsii Sacc. = *Sclerotium rolfsii* Sacc.
Corticium solani (Pril. et Del.) B. et Galz = *Rhizoctonia solani* Kühn
Cylindrocladium curvatum Boed. et Reits.
Cylindrocladium scoparium Morgan
Diaporthe sojae Lehm.
Diplodia sp.
Diplodia hibiscina var. *sabdariffa* Sacc.
Erysiphe cichoracearum D.C.
Fusarium bucharicum Jacz. (Pourriture du pied, Iran)
Fusarium coeruleum (Lib.) Sacc.
Fusarium lateritium (Nees) S. et H.
Fusarium oxysporum f. sp. *vasinfectum* (Atk.) S. et H.
Fusarium sarcochrum Sacc.
Fusarium solani (Mart.) Appel. et Wr.
Glomerella cingulata (Ston.) Spaul. et Schr. = *Colletotrichum gloeosporioides*
Levellula taurica (Lev.) Arn.
Macrophomina phaseoli (Maub.) Ashby = *Rhizoctonia bataticola* (Taub.) Butl. = *Sclerotium bataticolum* Taub
Macrosporium hibiscinum Thün
Meliola aciculosa Winter
Meliola hibisci (Spreng. Fr.)
Microsphaera euphorbiae B. et C.
Moniliopsis aderholdi Rühlh
Mycosphaerella hibisci Gut.
Myrothecium roridum Tod.
Nematospora gossypii Ash. et Now.
Opidiopsis hibisci
Pellicularia filamentosa Rogers = *Rhizoctonia solani* Kühn
Phoma labilis Sacc. var. *peduncularis* F. Tassi
Phoma sabdariffae Sacc. (Pourriture de l'extrémité de la tige des feuilles)
Phoma sp. = *Trichosphaeria* sp.
Phyllosticta hibisci Peck.
Phyllosticta hibiscina Ell. et EV.
Phyllosticta sp.
Phytophthora nicotianae Br. de H. var. *parasitica* Dast. = *P. parasitica* var. *sabdariffa* Muk. = *P. parasitica* Dast. (chancre du collet de la roselle)
Plasmopara sp.
Pleosphaerulina succhumica (Seim.) Sacc.
Pythium aphanidermatum (Eds.) Fitz.
Pythium perniciosum Gobi (Pourriture du collet)
Rhizoctonia bataticola (Taub.) Butl. = *Macrophomina phaseoli*
Rhizoctonia solani = *Corticium solani* = *Pellicularia filamentosa* = *Thanatephorus cucumeris* (Pourriture du collet)
Rhabdospora sp.
Sclerotium rolfsii Sacc. = *Corticium rolfsii* (Pourriture du collet)
Sclerotium sclerotiorum
Thanatephorus cucumeris (Frank.) Donk. = *Rhizoctonia solani*
Thrichosphaeria sp. = *Phoma* sp.
Volutella sp.

B. BACTÉRIES

Bacterium hibisci Nakata et Takim
Pseudomonas solanacearum E.F. Smith (Slime disease)
Pseudomonas syringae V. Hall

4.5. LES INSECTES PARASITES

Une revue des insectes observés sur les hibiscus textiles a été réalisée par Dempsey (79), une liste des insectes du kénaf existe également pour la Floride (126) et Cuba (225). On se limitera ici aux insectes signalés en Afrique, déjà répertoriés en partie par Delattre (80) et Duodo (81).

Si les insectes rapportés sur kénaf et roselle sont nombreux, ceux capables de provoquer des dégâts notables sont rares. Sur les jeunes feuilles et les cotylédons, on observe des dégâts d'Altises (du genre *Podagrica*), il s'agit souvent du problème principal pour les dégâts entomologiques ; des attaques répétées freinent la croissance des plants et les larves vivent dans le sol aux dépens des racines qu'elles endommagent (6, 80).

La larve de *Syagrus* attaque et coupe les grosses racines pouvant provoquer des flétrissements dans les cas extrêmes.

En République Centrafricaine, un Apion (*A. subangulirostre*) est capable de ronger les tiges de même qu'un charançon du genre *Aldidodes* (238) : l'insecte attaque la tige suivant une gouttière circulaire qui se boursoufle et laisse sortir les fibres cisailées ; la plante casse souvent à ce niveau.

Plusieurs chenilles *Sylepta*, *Cosmophila*, *Xanthodes* attaquent le limbe des feuilles. *Empoasca*, *Spodoptera* et un acarien : *Tetranychus* sont également signalés.

Les fleurs et les fruits sont rongés par des Mylabres et les chenilles d'*Heliothis*, d'*Earias* (10) et parfois de *Pectinophora*. Les graines après ouverture des fruits sont recherchées par des *Dysdercus* qui détruisent le germe et les cotylédons.

Enfin il faut signaler un nouveau problème apparu ces dernières années en Afrique, il s'agit des dégâts des parties en croissance provoqués par des cochenilles. Les parasites provoquent des déformations de tige, des croissances anarchiques et déprécient gravement la récolte. Un problème semblable est signalé depuis une dizaine d'années en Inde et au Pakistan (155, 274, 302), les cochenilles responsables ont été déterminées comme appartenant aux espèces *Maconellicoccus* (*Phenacoccus*) *hirsutus* Gr. et *Pseudococcus virgatus* Ckll. (photo 16)

La protection des cultures par traitements insecticides est généralement peu pratiquée. Cependant, l'augmentation de la productivité a été démontrée après un ou deux traitements précoces contre les Altises.

Par ailleurs, dans les champs grainiers, les traitements sont le plus souvent indispensables, dirigés plus spécialement contre *Dysdercus* et *Earias*, ils doivent être soigneusement exécutés.

L'H.C.H. insecticide peu onéreux, est efficace sur ces ravageurs. Le Monocrotophos est également employé en plantations industrielles en Tanzanie (183).

Sur les cochenilles il est recommandé d'utiliser des insecticides systémiques comme, par exemple, le Diméthoate.



Photo 16 : Dépôts de cochenilles sur la partie terminale
 (Photo J.C. FOLLIN)

En résumé, les principaux insectes signalés en Afrique sur les Hibiscus textiles sont les suivants :

ORTHOPTERES

Zonocerus variegatus (Acrididés)

HEMIPTERES

Dysdercus supersticiosus (Pyrrhocoridés)

Acrosternum acutum (Pentatomidés)

Aspavia armigera (Pentatomidés)

HOMOPTERES

Aphis gossypii (Aphidés)

Empoasca sp. (Cicadellidés)

COLEOPTERES

Podagrica sjostedti et *P. uniforma* (Chrysomelidés)

Lagria villosa et *L. culina* (Lagriidés)

Labotrachelus vicinus (Curculionidés)

Apion subangulirostre (Curculionidés)

Syagrus calcaratus (Chrysomelidés)

Alcidodes sp. (Curculionidés)

Mylabris sp. (Meloidés)

LEPIDOPTERES

Earias biplaga (Noctuidés)

Spiala spio (Hesperiidés)

Sylepta derogata (Noctuidés)

Cosmophila flava (Noctuidés)

Spodoptera littoralis (Noctuidés)

Cretonotus marginalis (Anetiidés)

Xanthodes graellsii (Noctuidés)

Heliothis armigera (Noctuidés)

Pectinophora gossypiella (Gelechiidés)

V. AMÉLIORATION VARIÉTALE

Les travaux de sélection menés sur le kénaf et la roselle ont pour objectifs l'isolement et la multiplication de variétés productives en fibres de qualité (65, 229, 243). Ces travaux qui remontent à moins d'un demi-siècle, ont réparti la variabilité existante dans un nombre réduit de variétés bien définies.

Avant l'apparition des facteurs d'origine parasitaire limitants de la production, les critères de sélection étaient réduits à l'estimation de la quantité de fibre produite. L'hétérogénéité des populations locales et les nombreux hybrides naturels faisaient considérer la roselle et surtout le kénaf comme des espèces faciles à améliorer (65, 145). Les difficultés rencontrées pour transmettre aux variétés cultivées les facteurs résistances portés par les espèces sauvages de la section *Furcaria* ont limité de nombreux espoirs (317).

Les variétés se différencient principalement par des caractères morphologiques, des réactions à la photopériode et des facteurs de résistance aux parasites. Le rendement en tiges, le pourcentage de fibre dans la tige et la quantité de filasse sont des caractères quantitatifs difficiles à estimer qui dépendent fortement des conditions de la culture et du mode d'extraction de la fibre.

L'abandon, en Afrique, de plusieurs projets de développement de la culture des hibiscus textiles ayant souvent entraîné la cessation des actions de recherches ; le Nigéria, le Bénin, le Ghana et le Mali entretiennent des collections de variétés et d'espèces sauvages tandis que l'I.R.C.T. a constitué une banque de germoplasmes à Montpellier (France) pour préserver les bases génétiques et sauvegarder les principaux résultats des travaux d'amélioration variétale.

5.1. ESTIMATION DE LA PRODUCTION D'UNE FIBRE DE QUALITÉ

L'estimation du rendement en fibres de qualité d'une unité de sélection (plante individuelle ou lignée) en s'effectuant par dégommage chimique ou par rouissage bactériologique de plants coupés au début de la floraison, pose un problème de reproduction des génotypes pour assurer la poursuite de la sélection. De plus, ces techniques d'extraction de la filasse difficiles à standardiser et qui demandent beaucoup de temps et de main-d'œuvre sont des sources d'erreurs d'autant plus importantes que le matériel traité est de faible quantité.

5.1.1. Rendement en fibre

Pour laisser végéter les plantes choisies jusqu'à maturation des graines, il est quelquefois tenté de prélever par double incision circulaire dans la partie médiane de la tige un échantillon d'écorce qui se décolle facilement du bois. Ensuite, il est nécessaire d'entourer la section du prélèvement par 2 demi-cylindres (ex : tiges creuses de graminées), le bois rigide du cylindre central non soutenu par l'écorce se brisant facilement. Le plus souvent, l'estimation de la production s'effectue sur une partie de la descendance de la plante retenue visuellement pour un développement végétatif remarquable comparativement aux plantes voisines situées dans des conditions identiques et ayant la même réaction de la photopériode. Les estimations des rendements en fibres rouies séchées des essais comparatifs de lignées sont calculées à partir des quantités de fibres produites sur des parcelles utiles rectangulaires de 10 à 20 m² (230, 287) obligatoirement prolongées d'au moins 50 cm aux deux extrémités et bordées sur les deux côtés par 2 ou 4 lignes de protection.

Le critère "pourcentage de fibre" exprimant le rapport du poids de fibres séchées sur le tonnage des tiges vertes qui ont produit ces fibres est aussi quelquefois utilisé pour comparer des lignées cultivées et récoltées dans les mêmes conditions. Il décroît avec l'augmentation de diamètre des tiges et il est fortement dépendant de l'état aqueux des tiges qui varie avec la maturité de la plante, l'humidité de l'atmosphère et du sol au moment de la coupe (23, 215). Il n'y a pas de relations évidentes entre le pourcentage de fibre et le degré de ploidie des espèces de la section *Furcaria* (321).

Les différentes caractéristiques de la fibre : finesse moyenne et extrême, rapport de filabilité, rigidité, tenacité et numéro possible de fil sont rarement estimées au cours de la sélection. Leurs variations sont plus liées à la qualité des méthodes d'extraction qu'aux différences variétales qui semblent très faibles chez les deux espèces. Elles sont le plus souvent déterminées pour les lignées en fin de sélection et surtout elles servent à propos de contrôles pour des transactions commerciales. Des liaisons ont été recherchées sans beaucoup de succès avec des caractères anatomiques de la fibre (178).

5.1.2. Composantes de la production

Pour contourner les difficultés précédentes, surtout aux premiers stades de la sélection, les possibilités de liaisons entre la quantité de fibres produites par une plante et des caractères végétatifs plus aisément mesurables ont été recherchées. La quantité de fibres séchées produites par une plante au début de la floraison est en liaison étroite statistiquement hautement significative à la probabilité $P = 0,1\%$ avec la hauteur ($r = +0,823$) et le diamètre médian ($r = +0,798$) des tiges de kénaf suivant les observations d'ARNOUX au Moyen-Congo (23). Ces résultats ont été confirmés sur kénaf ou roselle en Inde (55, 57, 130, 233, 264, 267), en Corée (226) et sur 13 espèces de la section *Furcaria* aux U.S.A. (321), tout en précisant que la liaison avec le diamètre mesuré à la base de la tige est plus forte. Le nombre de noeuds a beaucoup moins d'influence sur la quantité de fibres (267).

Comme pour le jute (25, 258), la hauteur et le diamètre sont utilisés dans le processus de l'amélioration variétale de la productivité en tant que critères indirects pour le choix de plantes individuelles ou comme composantes de la production dans l'étude du comportement des lignées. Ce sont des critères très sensibles aux conditions du milieu, notamment aux écartements avec les plantes voisines sur la ligne et entre les lignes adjacentes (136, 159, 322).

Lorsque les unités de sélection ne fleurissent pas à la même époque : populations hétérogènes, ségrégations d'hybrides entre géniteurs manifestant des photopériodes critiques différentes, groupes de lignées ; la réaction à la photopériode devient la composante principale de la productivité, qui est liée positivement avec la durée de végétation des génotypes pouvant s'exprimer avant l'apparition de conditions défavorables (215). En F1, la floraison en jours moins courts est partiellement dominante ou voisine du "parent moyen" tandis qu'en F2, la ségrégation s'oriente vers des floraisons en jours plus courts (215, 106).

5.2. APPRÉCIATION DE LA RÉSISTANCE AUX MALADIES ET AUX NÉMATODES

L'appréciation de la résistance aux nématodes se fait dans des conditions d'infection naturelle élevée, par contre, pour la sélection de lignées résistantes au chancre du collet et à l'anthracnose les inoculations artificielles, au champ, plant par plant, ont été utilisées de manière à éliminer le pourcentage, toujours trop élevé, de plants sensibles échappant à l'infection. Pour l'anthracnose, les plants malades inoculés sont comparés à une échelle de cotations, dont les limites sont fixées par les comportements des témoins de référence, connus pour leur sensibilité et leur résistance. Pour le chancre du collet, si l'appréciation est plus longue, le critère de sélection est simple : seuls sont retenus les plants ayant survécu à une infection

5.2.1. L'anthracnose du kénaf

La technique d'inoculation de l'anthracnose est décrite par SUMMERS (1954) et FOLLIN (1974). Une masse de spores d'un isolat récent de *Colletotrichum hibisci* Poll. est introduite à l'aide d'un scalpel dans le dernier entrenœud de plants âgés de 45 jours, de préférence pendant une période à humidité relative élevée, la cotation des dégâts est faite 10 jours après selon les critères suivants (photo 17).

Grade 0 : pas de réaction ou formation d'un col de cicatrisation	}	plants résistants
Grade 1 : petite lésion à l'endroit de l'inoculation, pas de sporulation		
Grade 2 : lésion assez importante (1 à 2 cm) sur lésions isolées, sans retard de croissance	}	plants sensibles
Grade 3 : lésions isolées, sommet incurvé, retard de croissance		
Grade 4 : destruction du sommet	}	plants très sensibles

5.2.2. Le chancre du collet de la roselle

Les inoculations de plantules ne donnent pas un reflet réel des résistances à l'âge adulte (35). Sur les plants adultes l'enfouissement dans le système racinaire d'éléments infectueux de *Phytophthora parasitica* Dast. présente l'avantage de se rapprocher des conditions naturelles mais cette méthode est longue et peu fidèle (113).

En définitive le test le plus pratique consiste à introduire un fragment de mycélium dans la tige, par blessure, et à conserver celle-ci humide pendant au moins 48 heures (11, 113, 116). La blessure est faite à mi-hauteur de plants âgés de 1 mois à 1 mois 1/2.

Le problème dans l'appréciation des résultats vient de ce que la résistance s'exprime différemment suivant les plants. Dans certains cas, l'évolution du chancre est tardive, dans d'autres, un chancre se forme rapidement et est neutralisé. Tout se passe comme si la résistance était conférée par deux systèmes indépendants : la résistance à l'installation du parasite dans les tissus de l'hôte et la résistance à la progression du parasite lorsque l'installation est réalisée (116).

La longueur des chancres est donc mesurée à 15, 25 et 40 jours ; finalement ne sont retenus que les plants ayant survécu avec des chancres de longueur limitée (quelques cm). Il a semblé préférable de sélectionner en premier lieu, des plants possédant la faculté d'induire une résistance forte après l'installation du parasite. On peut, en effet, espérer que cette résistance qui présente un certain caractère quantitatif, sera plus stable donc plus efficace.

5.2.3. Nématodes

Les lignées en sélection et les variétés sont généralement testées dans des parcelles sableuses et surculti-vées, connues pour leur forte population de nématodes *Meloidogyne incognita acrita* Chitwood, aux U.S.A. (1, 284, 286, 319), au Nigéria (4), au Bénin (127) et en Côte d'Ivoire (107). D'autres tests ont été réalisés dans de la terre désinfectée au bromure de méthyle, chaque graine semée recevant 1 cm³ d'une suspension qui contient 500 larves de nématodes collectées dans des galles sur des racines de tomates (196, 319).

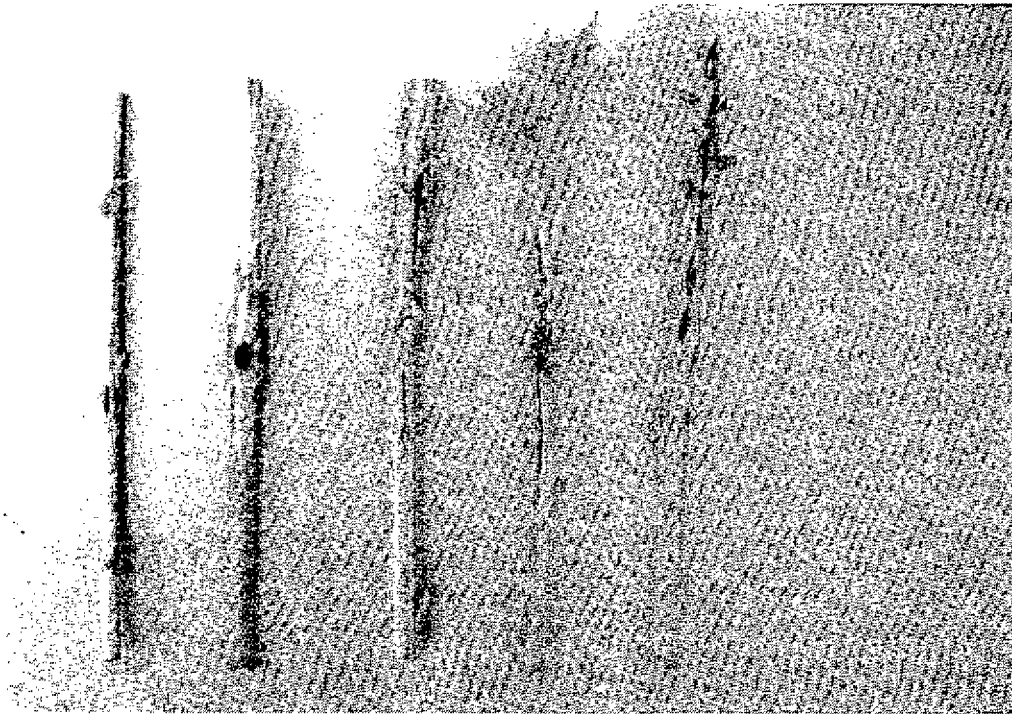


Photo 17 : Estimation de la résistance du kenaf à l'anthracnose après inoculation artificielle. Grades de 0 à 5 (de gauche à droite)
(Photo J.C. FOLLIN, IRCT, Côte d'Ivoire)



Photo 18 : Réaction de la résistance de la roselle à une inoculation de *Phytophthora parasitica*

(Photo J.C. FOLLIN, IRCT, Côte d'Ivoire)



Photo 19 : Réaction de sensibilité de la roselle à une inoculation de *Phytophthora parasitica*

(Photo J.C. FOLLIN, IRCT, Côte d'Ivoire)

Le diagnostic direct se fait en détarrant soigneusement les plantes âgées de 5 à 6 semaines, sans casser les racines, les femelles bourrées d'oeufs étant visibles à la loupe dans les excroissances. Les plantes arrachées sont réparties en 4 ou 5 classes : plant sain, plant présentant quelques galles, plant moyennement atteint et plant fortement ou très fortement atteint avec racines pourrissantes. L'expression du génotype apparaît fortement variable suivant l'environnement et le degré de réussite de l'infection. Il est important que les comptages soient effectués par le même spécialiste qui ne doit cesser de se référer aux comportements des témoins sensibles et résistants.

5.3. CARACTÈRES QUALITATIFS

Quelques caractères, principalement des caractères botaniques peu influencés par le milieu environnant, sous la dépendance d'un nombre réduit de facteurs héréditaires, se transmettent facilement.

Une paire de gènes est en cause pour la forme de la feuille du kénaf. Le caractère "feuille découpée" avec des profonds sillons séparant les lobes est dominant sur le caractère "feuille entière" dont les lobes sont à peine marqués (107, 157, 226). ... Suivant les géniteurs de l'espèce kénaf utilisés dans les croisements, la couleur de la tige et des pétioles est contrôlée par un facteur dominant (226) ou par plusieurs gènes indépendant à effets cumulatifs (107). La présence ou l'absence d'épines sur les tiges est sous la dépendance d'un petit nombre de gènes facilitant la sélection de plants glabres (106). Un seul gène à effet pléiotropique régit les caractères "pétales blancs" et "stigmates blancs" lié à un des 2 gènes contrôlant le caractère dominant "stigmate fourchu" et indépendamment des 2 gènes responsables du caractère dominant "présence d'épines" sur les sépales (209). La présence ou l'absence de la maculature pourpre à la base des pétales jaunes est contrôlée par une paire de gènes, l'expression de la présence étant dominante (158). La stérilité mâle chez le kénaf, provoquée par l'absence de pollen, est conditionnée par une paire de gènes récessifs (232).

En ce qui concerne la roselle, le mode d'hérédité est semblable pour la forme des feuilles, le caractère "profondément découpé" étant dominant sur le caractère "partiellement lobé" (260).

Parmi les mutants observés certains présentent un intérêt économique comme l'absence d'épines sur la tige et les pétioles des feuilles de kénaf ou de roselle (73), et la présence de fasciation sur le kénaf (252), tandis que d'autres sont considérés comme des plantes anormales, souvent éliminées au démarrage : kénaf ayant des cotylédons soudés, des feuilles en griffes, des feuilles desséchées caduques et non-caduques et roselle manifestant un port nain, un port moyen très ramifié avec des sépales plus ou moins charnus semblables à ceux des karkades (177).

5.4. RÉGIMES DE FÉCONDATION

Le kénaf (146, 240) et la roselle (148) sont considérés comme des plantes à forte autogamie qui, cependant, nécessitent une reproduction par autofécondations contrôlées pour maintenir la pureté des lignées sélectionnées.

Chez le kénaf, des croisements naturels sont fréquemment constatés (146, 148). A Cuba, le pourcentage d'allogamie (289) varie suivant : l'estimation sur un dispositif expérimental en lignée alternée ou en plantes alternées (respectivement 2,52 % ou 1,79 % pour la variété Cuba 797 et 44,51 % ou 32,51 % pour le Cuba 108), les années (1,79 % en 1951-52 et 3,09 % en 1952-53 pour Java IX-51), les variétés ayant la même période de floraison (11,97 % pour Tingo Maria et 23,76 % IX 88A), les variétés différant d'environ 3 semaines pour leur entrée en floraison (1,79 % pour Java IX 51 et 7,35 % pour IX 109), l'importance des populations d'abeilles (*Apis mellifica* L.).

En Asie Centrale, la forme *viridis* est autogame tandis que la forme *vulgaris* manifeste 2,58 à 3,92 % de croisements naturels (300). En Inde, la forme *vulgaris* a un taux d'allogamie variant de 0 à 81,25 % (246), tandis qu'au Mali, le pourcentage d'allogamie a été estimé à 8,63 pour la forme *vulgaris*, 13,07 % pour la forme *viridis*, 21,10 % pour la forme *simplex* et 33,63 % pour la forme *purpureus* (83). Au Ghana, le taux d'autofécondation varie de 33,3 à 79,2 % (13). En 1952 et 1953, dans les conditions de Cuba, il faut plus de 200 m de distance entre les parcelles de multiplication de 2 variétés pour éliminer le risque d'une hybridation naturelle accidentelle (15).

Les fleurs des variétés de roselle, avec leur colonne staminale nettement plus courte que la corolle, réunissent les conditions favorables pour une autogamie totale et les possibilités de croisements naturels sont considérées comme nulles, 0,241 % en Inde (260).

Environ trois semaines après l'apparition des boutons floraux, la fleur des hibiscus textiles s'ouvre de bonne heure le matin. Le pollen immédiatement libéré germe rapidement sur les papilles des stigmates qui sont réceptifs avant l'anthèse (306). Les tubes polliniques atteignent la base du style en moins d'une heure et demie. La pénétration d'un tube pollinique dans le sac embryonnaire s'effectue par le micropyle et la fécondation est réalisée cinq heures après la pollinisation. La division du zygote débute au bout d'une quarantaine d'heures (186).

Pratiquement, pour assurer les autofécondations, il suffit d'empêcher les pétales de s'ouvrir la veille de l'anthèse et le matin très tôt par une ligature (fil d'aluminium, fibre de sisal, laine) ou par collage des extrémités (15) sans oublier de bague le pédoncule des fleurs autofécondées. Il est possible aussi d'interdire l'apport du pollen étranger par un manchon en tissu moustiquaire à fines mailles (82) ou par un sac en cellophane couvrant la partie terminale de la tige (150) qui sont déplacés au fur et à mesure de la croissance de la plante. Pour réaliser les hybridations, la castration par décollage de la colonne staminale étant beaucoup plus délicate que chez le cotonnier, la pratique la plus courante consiste à éliminer les anthères avec des ciseaux la veille de l'ouverture de la fleur qui est ensuite protégée par un sachet de toile fine.

5.5. ORIGINE DES VARIÉTÉS DE KENAF

Les variétés de kénaf créées au cours des 40 dernières années appartiennent, le plus souvent aux formes "*viridis*" et "*vulgaris*" qui, presque toujours, se sont révélées plus productives que les lignées des formes "*simplex*" et "*purpureus*" (29b, 83, 146, tableau 28). Certaines, après avoir été cultivées durant plusieurs années, sont, à présent, conservées dans des collections ; d'autres sont, actuellement, largement cultivées dans plusieurs pays producteurs.

Ces variétés ont été obtenues à la suite de pressions de sélection qui, d'abord, ont été limitées au rendement de la fibre et à la période de maturité, puis étendues à la résistance aux maladies, effectuées dans des populations de kénaf établies depuis longtemps, principalement en Inde, en Perse et au Soudan. Elles sont à l'origine de la constitution de 3 fonds génétiques à bases "*viridis*" et d'"*vulgaris*" avec des apports divers des trois autres formes "*simplex*", "*purpureus*" et "*ruber*".

5.5.1. Le fonds "El Salvador"

Dès 1907, sur la Station Expérimentale de Pusa dans la province de Bihar (Inde) A. HOWARD et G. HOWARD (148) dans des parcelles de kénaf semées avec des graines récoltées dans la région de Madras, isolaient 8 types agronomiques à partir desquels ils définirent les 5 formes botaniques servant encore actuellement de référence. Ces formes furent introduites à Java (146).

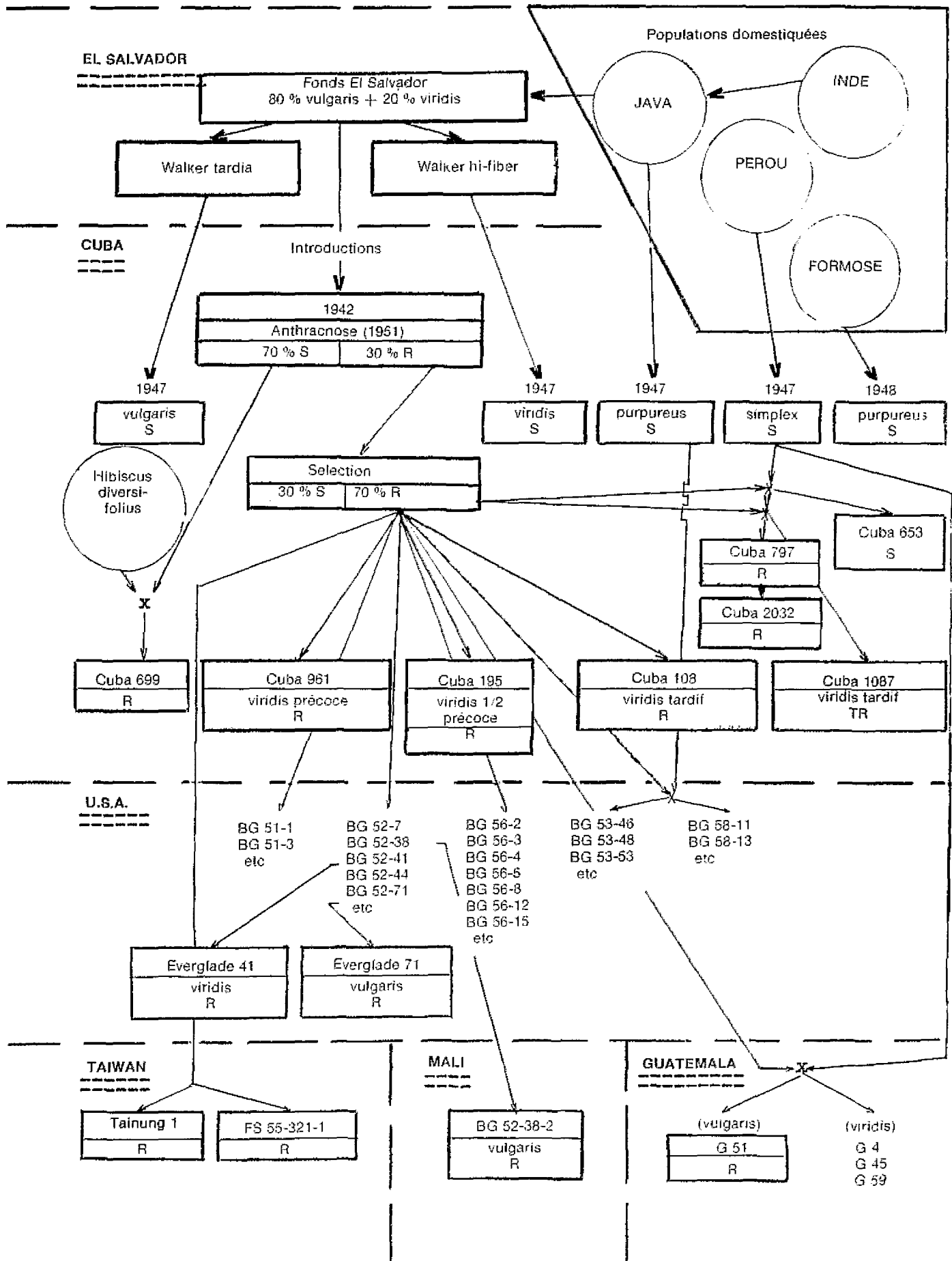
Tableau 28 — Production en tiges fraîches des composantes du fonds "Soudan" à la Station de N'Tarla-M'Pesoba (Mali)

Fonds "Soudan"		Bulks originaux			Bulks améliorés		
		t/ha		Moy. %	t/ha		Moy. %
		1960	1962		1975	1976	
Précoce	<i>vulgaris</i>	19,90	21,50	100	62,0	38,3	100
	<i>viridis</i>	19,92	18,75	93	55,6	32,9	88
	<i>purpureus</i>	19,19	24,45	107	56,7	31,4	87
	<i>simplex</i>	21,13	20,50	100	55,2	—	89
	<i>ruber</i>	17,87	18,15	87			
Tardif	<i>viridis</i>	32,70	33,25	159			

En Inde, des améliorations successives dans le matériel local : NP3 (*ruber*), NPC (*vulgaris*) M1, des sélections massales M2, M128, M129 effectuées dans du matériel étranger (262) et les variétés à fleurs jaunes sans maculature MT 150 et H 584 (Dempsey 1975) se sont montrées moins productives que des lignées isolées dans des introductions venant de Nigéria notamment la variété HC 583, résistante à l'anthracnose, et ses descendances HC 613 et HC 867 (130, 156, 171, 265). La variété HC 583 cultivée dans la province d'Orissa (249) manifeste une bonne aptitude aux croisements pour la hauteur et le diamètre de la tige, de même la variété HC 867, pour le nombre de noeuds et le kénaf de Chine pour la précocité (234, 278, 279). L'amélioration de la précocité est recherchée par l'hybridation de ces variétés avec des lignées fleurissant en jours moins courts sélectionnées en U.R.S.S. et en Chine (Jari et Srivastaia).

En provenance de Java, un lot de semences comprenant environ trois quarts de la forme "*vulgaris*" et un quart de la forme "*viridis*" a été introduit en El Salvador, d'où le nom variétal de ce fonds, puis à Cuba en 1942 (69). Parmi les lignées isolées, à la Station Expérimentale Agronomique de Santiago de Las Vegas, dans ce fonds et dans les descendances des hybrides inter-lignées (157), 30 % manifestèrent une certaine résistance aux attaques d'anthracnose qui se développèrent à partir de 1951, permettant la création en 1953 de 2 variétés : Cuba 195 (ou Cubano) et Cuba 108 de forme "*viridis*" semi-précoce et tardive. La poursuite de la sélection de variétés résistantes a conduit à l'isolement d'une forme "*viridis*" précoce, Cuba 961, dans le fonds "El Salvador" et d'une forme "*viridis*" tardive, Cuba 1087, dans la descendance de croisement de retour sur une lignée du fonds "El Salvador" de l'hybride entre "El Salvador" et une forme "*simplex*", Tingo Maria, introduite du Pérou (258, 255). Ces quatre variétés résistantes à l'anthracnose sont actuellement cultivées à Cuba (21). Les hybridations réalisées entre les lignées du fonds "El Salvador" et les introductions de la forme "*purpureus*" de Java (1947) et de Formose (1948) n'ont pas produit de combinaisons remarquables. Cuba 108 a été cultivé en Thaïlande, au Mozambique et en Côte d'Ivoire. La variété Cuba 2032, voisine de Cuba 1087, a été plantée en Thaïlande (Fig. 12).

Fig. 12: Le fonds "El Salvador"
(S: sensible, R: résistant à l'antracnose)



La sélection effectuée à la Station d'Everglades à Belle Glade en Floride tant dans le fonds "El Salvador" que dans les descendance des croisements entre les lignées de ce fonds et les introductions de Java, du Pérou et de Manchourie a donné naissance à de nombreuses lignées B.G. souvent très voisines. Les plus connues sont la forme "*viridis*" Everglades 41, la forme "*vulgaris*" Everglades 71, et une sélection de "*vulgaris*" demi-précoce améliorée au Mali pour la résistance à l'anthracnose isolée dans la variété BG 52-38 (83, 318).

Au Guatemala, ce sont principalement les descendance des croisements réalisés entre des lignées du fonds "El Salvador" et des lignées de la forme "*simplex*" de Tingo Maria du Pérou qui ont été retenues. Elles sont résistantes à l'anthracnose, quelquefois insensibles à la photopériode (G 4) et ayant des feuilles entières (G4, G45, G59) ou des feuilles lobées (G51). Toutes produisent des tiges vertes avec des pétioles rosâtres (66). La variété G51 qui se classe dans le groupe tardif à très tardif est cultivée au Soudan.

A Taiwan, ce sont aussi les lignées de kénaf résistantes à l'anthracnose du fonds "El Salvador" : Tainung 1 et F-S 55-3021-1, sélectionnées à la Station Expérimentale de Tainan qui se montrent supérieures aux lignées de la forme *simplex* (79, 94).

5.5.2. Le fonds "Russe"

Le matériel végétal qui a joué le rôle principal dans la constitution du fonds kénaf en U.R.S.S. provient de 2 sources. La première concerne une population locale de la forme "*vulgaris*" de la vallée de Ferghana en Ouzbekistan qui s'est développée à partir d'introductions anciennes de l'Iran et de l'Inde (168). La seconde comprend des sélections adaptées aux conditions climatiques particulières du Caucase du Nord qui ont été effectuées à partir de 1925 dans des introductions en provenance de l'Iran. La grande hétérogénéité du matériel a permis d'isoler des variétés fleurissant en jours moins courts et résistant aux attaques de *Botrytis* (33, 216, 240).

Les principales variétés qui ont été obtenues à Kouban jusqu'en 1930, puis à Krasnodar de 1931 à 1956, par sélection généalogique appartiennent à la forme "*vulgaris*" du groupe semi-précoce (variété 21 et 3876) et à la forme "*viridis*" du groupe précoce (variété 3233) et très précoce (variété 3237). La variété Kouban 333 est une descendance "*viridis*" semi-précoce d'un hybride entre une variété tardive iranienne et une sélection précoce de la source de Ferghana, recroisé sur la variété très précoce 3237.

En 1957, tout ce fonds "Russe" a été transféré à Tachkent à la Station de sélection des fibres libériennes et à la Station des cultures irriguées qui ont recherché des kénafs à cycle végétatif relativement court pour la culture irriguée dans un climat continental à grosse chaleur et forte sécheresse en été avec gelées fin septembre. La variété 1574, hybride "*vulgaris*" (K 333 X 658) semi-précoce a remplacé K 333 en Ouzbékistan tandis que 15-03 hybride "*vulgaris*" plus tardif (K 333 X 416) a été multipliée au Turkménistan (217). Des lignées plus productives que le matériel Kouban (Nord Caucase, Fadjkistan) ont été trouvées dans des introductions de l'Inde (K 373, très précoce), de Chine (K 445, K 448, K 449, très précoces) d'Indonésie et de Cuba (30, 41, 168, 295).

5.5.3. Le fonds "Soudan"

En 1956, la Station I.R.C.T. de N'Tarla-M'Pesoba au Mali isolait dans les populations locales de "dah", kénaf des vallées supérieures du Niger et du Bani, 7 types : 6 précoces (1 *vulgaris*, 1 *viridis*, 2 *simplex*, 2 *purpureus*) et 1 tardif (*viridis*) qui constituèrent le fonds "Soudan" (tableau 28). Il a contribué à la création des variétés Soudan précoce et Soudan tardif, appréciées en Afrique, de l'Equateur aux bords de la Méditerranée (24, 39, 150, 227).

La première variété qui est du type botanique "*vulgaris*", se classe dans le groupe "semi-précoce" en fleurissant pour une durée du jour inférieure à 12 h 30. Cultivée au Mali, comme seule variété de la zone Nord et en concurrence à la roselle dans la zone Sud, elle a été remplacée ces dernières années par la multiplication d'une sélection résistante à l'anthracnose de forme "*vulgaris*" isolée dans la variété B.G. 52-38 introduite de Floride (83). La seconde variété, du type "*viridis*" et du groupe très tardif ($P_c = 11$ h 45), qui n'a pu être cultivée dans la zone Sud du Mali en raison de sa sensibilité à l'anthracnose, subsiste encore sous forme de quelques plantes délimitant les parcelles de cotonniers ou entourant les cases d'habitation (tableau 29).

La violente attaque d'anthracnose de 1961 au Mali a révélé que le fonds "Soudan" ne possédait pas de facteurs majeurs de résistance. Les sélectionneurs de l'I.R.C.T. ont fait appel à des variétés de résistance moyenne à très bonne du fonds "El Salvador" et à la variété centrafricaine Damara très tardive ($P_c = 11$ h 45) de type "*purpureus*" pour remplacer les variétés sensibles (tableau 30), démarrer de nouvelles sélections et entreprendre le transfert de facteurs de résistance par la voie de l'hybridation (tableau 31).

5.5.4. Les formes "*simplex*" et "*purpureus*".

Les apports génétiques divers concernant des variétés locales ou introduites appartenant aux formes "*simplex*" et "*purpureus*" qui, rarement cultivées, ont participé à de nombreuses hybridations.

Les formes "*simplex*" ont été cultivées en Egypte, au Maroc et en Espagne. Le "Teal" (Guisah 2 et 3) planté en Egypte aux bords des champs de cotonniers (91) a été cultivée par le Comptoir Linier sous les noms variétaux de Deroua rouge et Deroua rose de 1952 à 1969 (26, 150). Les variétés Tingo-Maria du Pérou ont été principalement semées en Espagne de 1956 à 1962 et ont participé, à Cuba, par des croisements avec le fonds "El Salvador" à la création des variétés Cuba 2032 et Cuba 1087.

Des formes "*purpureus*" de Java ont été introduites à Cuba et en Espagne et sont intervenues dans des croisements avec le fonds "El Salvador" qui sont à l'origine de certains B.G. 53 et B.G. 58. Une forme spontanée d'Afrique Centrale, très tardive et résistante à l'anthracnose, la variété Damara, a été plantée en Centrafrique de 1971 à 1976 et a servi de géniteur pour le transfert de la résistance à l'anthracnose au fonds "Soudan" (108).

Tableau 29 — Production en fibres sèches (kg/ha) des variétés Soudan Précoce et Soudan Tardif au Mali

Culture pluviale à la Station de N'Tarla-M'Pesoba

Variété	Anthracnose	1959	1960	1960	1962	1964	1966	1967	Moy. %
Soudan Précoce		774	1.214	1.880	1.284	2.829	1.257	1.333	100
Soudan Tardif	Absence	1.045	2.649	2.170	1.506	—	—	—	147
	Présence					0	1.047	864	49

Culture irriguée à la Station de Kogoni

Variété	1962	1962	1963	1963	1964	1966	Moy. %
Soudan Précoce	1311	1592	1592	2160	1838	2510	100
Soudan Tardif	2042	2850	2181	2959	2334	3806	148

Tableau 30 — Essais variétaux de kénaf au Mali, Côte d'Ivoire, Bénin et Centrafrique, les rendements des variétés étant exprimés en % de la production de fibre (kg/ha) du Kénaf 129 ou du Soudan Précoce (Côte d'Ivoire) (n) étant le nombre d'essais

Variétés	MALI		COTE d'IVOIRE	BENIN		R.C.A. Centre
	Nord	Sud		Nord	Sud	
Kénaf 129	1549 kg	1947 kg	—	1066 kg	1026 kg	1129 kg
Soudan P.	93(6)	97(7)	1517 kg	112(2)	106(6)	8
Local Teneni	104(5)	113(3)	—			—
Local Damara	—	—	—			144(1)
B.G. 52-1	94(9)	98(6)	111(6)		102(5)	—
B.G. 52-22	100(10)	104(4)	—			103(3)
B.G. 52-38	100(10)	103(13)	115(1)			—
B.G. 52-55	99(5)	103(8)	105(1)			109(3)
B.G. 52-71	98(10)	105(18)	—	120(1)	101(4)	
Cuba 108		76(2)	117(5)	82(2)	98(6)	
Cuba 2032			87(3)			

Tableau 31 — Essais des sélections maliennes de kénaf, les rendements étant exprimés en % de la production de fibre (kg/ha) du B.G. 52-38-2, (n) étant le nombre d'essais.

Sélections	MALI	
	Nord	Sud
B.G. 52-38-2	1422	1643
B.G. 52-38	88(5)	91(6)
B.G. 52-38-3	100(2)	95(3)
Bulk 1	88(13)	82(17)
D-108-1-8	90(13)	85(17)
B.G. 52-71	93(8)	85(10)
B.G. B.G. 52-56	94(8)	93(12)
Local Teneni	85(3)	92(12)

5.6. ORIGINE DES VARIÉTÉS DE ROSELLE

Il existe un seul fonds génétique de la forme textile *H. sabdariffa* L. var. *altissima* Wester isolé en 1914 aux Philippines qui, après 1920 au cours de sa dispersion, a donné naissance à un petit nombre de variétés dans les principaux pays producteurs : Indonésie, Inde et Thaïlande. Elles se classent dans les 3 groupes décrits par HOWARD et HOWARD (148).

Dès les années 1920 des essais avaient été effectués sur la roselle au Centre d'Essais de Buitenzorg à Java par les Hollandais (36, 90, 166, 193, 206, 207). Les THS à tiges vertes et à tiges rouges étaient cultivées à Java en 1940 (137, 239). Après les années 1950, les sélections du Centre de Recherches de Bogor : THS 3, THS 12, THS 24, THS 30 et THS 44 pour les formes à tiges vertes et THS 2, THS 8, THS 17, THS 22 et THS 35 pour les formes à tiges rouges (141) ont été testées avec succès dans de nombreux pays producteurs dont le Vietnam du Sud (77), la Thaïlande (31), le Bénin, la Côte d'Ivoire, le Mali et la Centrafrique (39, tableau 32). Les variétés THS 22 et THS 30 sont actuellement cultivées respectivement au Mali et en Thaïlande.

En Inde, la roselle textile, introduite accidentellement en 1920 dans un lot de graines de différentes plantes provenant de Java est à l'origine de la variété "NP sabdariffa 5" qui, par croisements avec des roselles comestibles locales, a donné l'hybride "New Hibiscus" (76, 135, 262). Les travaux de sélection conduits par le "Jute Agricultural Research Institute" (J.A.R.I.) de Barrackpore dans l'Ouest du Bengal ont abouti à l'isolement des variétés : R.T. 1, R.T. 2, R.T. 26, R.T. 54, R.T. 1 N.B., Gold Coast et AMV-1 dans les populations locales et à l'hybride H.S. 4288 issu du croisement R.T. 1 \times R.T. 2 effectué en 1952 (79, 156, 262, 265, 266). La recherche de variétés productives sans épines sur la tige et fleurissant en jours moins courts se poursuit dans les descendance des hybrides entre les variétés cultivées, notamment HS 4288 et AMV-1, et le géniteur à tiges lisses R.T. 1 N.B. (54, 156).

Tableau 32 — Essais variétaux de roselle au Mali, Côte d'Ivoire, Bénin et Centrafrique, les rendements des variétés étant exprimés en % de la production de fibre (kg/ha) de la roselle "pawkeo", (n) étant le nombre d'essais

Variété	MALI	COTE D'IVOIRE	BENIN	CENTRAFRIQUE
Roselle (Pawkeo ou R.C.A.)	1793	1879	1138	1176
R.T.1	75(1)			
THS 2			81(1)	
THS 3			97(2)	
THS 22	104(19)	116(5)	110(10)	95(6)
THS 30	102(9)	109(4)		
THS 44	106(2)		100(4)	
Thai-red			82(2)	

La population locale de roselle en Thaïlande ou "pawkeo" à tiges vertes et rouges, dont la fibre a été longtemps commercialisée en tant que "Jute du Siam" est d'origine inconnue (77, 79). Les deux variétés sélectionnées, Thai Red Stem et Thai Green Stem se sont révélées inférieures en production et en résistance au *Phytophthora* sp. et aux *Empoasca* sp. (31). La population "pawkeo" a été introduite en Afrique vers les années 1960. Une sélection à tiges vertes a été cultivée au Mali et au Bénin avant d'être remplacée par la variété THS 22. En Centrafrique, la forme à tiges vertes portant un anneau rouge à la base des pétioles qui fut multipliée sous le nom de roselle R.C.A., a été remplacée par la variété Damara, très résistante à l'anthracnose.

5.7. VARIABILITÉ GÉNÉTIQUE ET SÉLECTION

L'origine et la composition des différents fonds de kénaf et de roselle mettent en évidence l'existence d'une variabilité génétique pour les caractères de sensibilité à la photopériode et de résistance aux maladies, quelquefois importante dans l'espèce *H. cannabinus* L. et toujours limitée dans l'espèce *H. sabdariffa* L. La domestication, puis les méthodes de sélection pratiquées de façon continue depuis de nombreuses années dans des introductions ayant généralement une origine commune ou dans des descendance d'hybrides entre ces variétés ont conduit à l'élévation de la production d'homozygotes et à l'élimination de nombreux facteurs tant indésirables qu'utiles. Pour alimenter les réserves en hétérogénéité indispensables aux sélectionneurs, les voies de l'hybridation interspécifique et de la mutagenèse expérimentale ont été utilisées.

5.7.1. Hybridations interspécifiques

Le plus souvent, des caractères exceptionnels concernant la productivité, la sensibilité à la photopériode, la résistance aux maladies, la qualité du produit, etc., ne se manifestent plus que chez les espèces voisines ayant fréquemment un degré de polyploidie différent. Cette source de variabilité interspécifique a été très peu exploitée dans le genre *Hibiscus* et son utilisation s'est limitée à quelques tentatives en raison des difficultés rencontrées dans la réalisation des hybrides et dans l'obtention de descendance textiles. Elle ne laisse entrevoir que des progrès à longue échéance. Les plus nombreuses hybridations ont été entreprises par SKOVSTED (276), TOXOPEUS (297, 298), MENZEL (187, 188, 189, 190, 191), WILSON (317, 320) et MARTIN (182) pour préciser la nomenclature de la Section *Furcaria* et mettre en évidence les génomes homologues (tableau 33).

La réalisation d'hybrides entre espèces à des fins agronomiques a concerné le plus souvent le kénaf. En U.R.S.S. avec *H. diversifolius*, la descendance hybride a manifesté une forte réduction du nombre d'épines sur les tiges et les pétioles (51). A Cuba, la variété 699 est une sélection tardive, fortement résistante à l'anthracnose résultant de l'hybridation entre *H. diversifolius* et le fonds "El Salvador" qui à chaque génération, manifeste une ségrégation interdisant sa multiplication (65). En Floride, la F1 entre le kénaf et *H. acetosella* très résistante aux nématodes, doublée à la colchicine, a donné une descendance fertile et résistante mais de très faible valeur agronomique (317). En Inde, le même croisement interspécifique est à l'étude (156). Le croisement entre les deux espèces agronomiques *H. cannabinus* et *H. sabdariffa* a été tenté à plusieurs reprises dans l'espoir de combiner les différentes sensibilités à la photopériode et la résistance au chancre du collet du kénaf, à la tolérance aux nématodes galligènes de la roselle (58, 75, 120, 165, 194, 261, 276, 297, 320). Seuls WILSON et MENZEL (320) ont réussi à obtenir 5 plantes hybrides après la fécondation artificielle de 4445 fleurs de kénaf avec du pollen de roselle. Deux plantes F1 produisirent du pollen fertile donnant en F2 22 plantes présumées des allohexaploïdes spontanés. Les descendance en F7 introduites à la Station de Bouaké en Côte d'Ivoire (1975) présentent du point de vue phytosanitaire des recombinaisons intéressantes réunissant les facteurs de résistance à l'anthracnose au chancre du collet et dans une moindre mesure aux nématodes galligènes des deux parents. Par contre, l'apparition de nombreuses épines très développées sur les tiges, la faible quantité de graines par capsule ne permettent pas l'exploitation directe de ces descendance sans une sélection sévère et prolongée dont le succès est incertain et limitent leur utilisation au rôle de géniteurs. Les huit meilleures descendance hexaploïdes sont conservées en collection à la Station M'Pesoba-N'Tarla du Mali, où les premières tentatives de les recroiser sur l'un des parents ont échoué (43).

Tableau 33 — Hybridations entre les espèces d'hibiscus de la Section *Furcaria* D.C. ayant produites une ou plusieurs plantes hybrides (Parents indépendamment du sens de l'hybridation ; (X) génomes et (n) références bibliographiques).

<i>H. cannabinus</i> [A]	X	<i>H. acetosella</i> [AB], (170, 187, 232, 263, 297) <i>H. radiatus</i> [AB], (170, 190, 246, 263, 276, 297) <i>H. meeusei</i> [AX], (187) ; <i>H. sabdariffa</i> [AY], (320) <i>H. diversifolius</i> [CEDF] (187, 276) ; <i>H. brakenridge</i> (191)
<i>H. surattensis</i> [B]	X	<i>H. asper</i> [A], (190, 191) ; <i>H. sudanensis</i> [G] (182, 191) <i>H. rostellatus</i> [GH], (191) ; <i>H. unicellus</i> [GP] (182, 191) ; <i>H. splendens</i> [GJV], (191) ; <i>H. furcellatus</i> [GP], (182) ; <i>H. furcatus</i> [BGWZ] (191)
<i>H. sabdariffa</i> [AY]	X	<i>H. asper</i> [A], (191) ; <i>H. cannabinus</i> [A], (320) <i>H. meeusei</i> [AX], (190) ; <i>H. furcellatus</i> [GP] (190)
<i>H. acetosella</i> [AB]	X	<i>H. radiatus</i> [AB], (190, 297)
<i>H. rostellatus</i> [GH]	X	<i>H. surattensis</i> [B] (191) ; <i>H. sudanensis</i> [G] (191) <i>H. furcatus</i> [BGWZ] (192) ; <i>H. bifurcatus</i> [GP] (191) <i>H. heterophyllus</i> [GJV], (191)
<i>H. heterophyllus</i> [GJV]	X	<i>H. soudanensis</i> [G] (192) ; <i>H. rostellatus</i> [GH] (192) <i>H. bifurcatus</i> [GP] (192) ; <i>H. furcatus</i> [BGWZ] (192)
<i>H. bifurcatus</i> [GP]	X	<i>H. surattensis</i> [B] (182) ; <i>H. rostellatus</i> [GH] (192) <i>H. uncinellus</i> [GP] (182) ; <i>H. aculeatus</i> [GP] (190) <i>H. furcellatus</i> [GP] (191)
<i>H. furcellatus</i> [GP]	X	<i>H. surattensis</i> [H] (182) ; <i>H. sabdariffa</i> [AY] (190) <i>H. bifurcatus</i> [GP] (191) ; <i>H. uncinellus</i> [GP] (190) <i>H. aculeatus</i> [GP] (190) ; <i>H. rostellatus</i> [GH] (192)
<i>H. diversifolius</i> [CEDF]	X	<i>H. cannabinus</i> [A] (187, 276) ; <i>H. maculatus</i> [CDEFR] (190)
<i>H. (surattensis</i> × <i>asper</i>) [AB]	X	<i>H. cannabinus</i> [A] (191) ; <i>H. acetosella</i> [AB] (191) <i>H. rostellatus</i> [GH] (191) ; <i>H. sabdariffa</i> [AY] (191)
<i>H. (surattensis</i> × <i>sudanensis</i>) [BG]	X	<i>H. furcatus</i> [GP] (192) ; <i>H. furcellatus</i> [GP] (182) <i>H. heterophyllus</i> [GJV] (192) ; <i>H. rostellatus</i> [GH] (182)

5.7.2. Mutagenèse expérimentale

La recherche de mutants présentant une valeur agronomique a été pratiquée dans des variétés de kénaf et de roselle dont les codes génétiques ont été perturbés par l'utilisation presque exclusive des rayonnements gamma du Cobalt sur des graines (122, 161, 172, 177, 236, 275, 277) et X sur les embryons (156, 270), l'usage des substances chimiques ayant été rarement tenté (102). L'énergie libérée en un temps de quelques jours à 1 ou 2 mois par les rayons gamma sur les graines varie de 10 à 100 kR en présence d'air, d'oxygène ou d'azote (177), les doses les plus souvent utilisées se situant entre 30 et 40 kR. Sur les embryons, l'énergie est de l'ordre de 1 à 2 kR pour les rayonnements X. L'apparition des mutants se produit à des doses plus faibles chez *H. sabdariffa* L. mais avec une fréquence plus élevée chez *H. cannabinus* L. (270, 272).

Le plus souvent dans les variétés de kénaf : MT 15, HC 583 (156), Kouban 333, Ouzbek 1503 et 1574, Tachkent 12 (236), B.G. 52-38 (177) et dans les variétés de roselle : RT 1, RT 2, HS 4288 (156), Thai Green Stem, Thai Red Stem (161), THS 22 (177), après les traitements aux agents mutagènes, apparaissent à la seconde génération des plantes présentant des caractères nouveaux sans valeur agronomique : plantes naines (photo 20), cotylédons soudés ou multiples, apparition d'épines sur la tige et les pétioles, répartition et intensité différentes de la pigmentation verte et rouge de la tige, fasciation de la tige (photo 21), feuilles et pétioles torsadés, élargissement et épaississement du limbe, variation du nombre de lobes, déficience chlorophyllienne, absence de la maculature du pétale, réduction de la taille des fleurs et des capsules, etc...

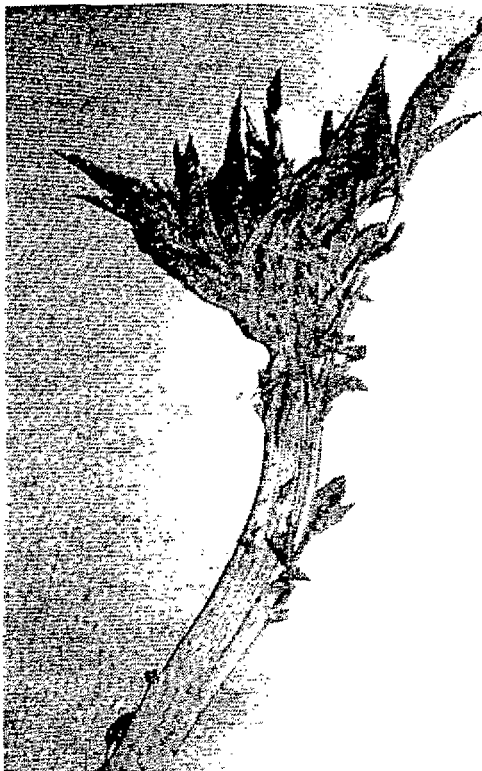


MUTAGENÈSE EXPÉRIMENTALE
(Photos J. CADOU I R C T Mali 1979)

Photo 20 : THS 22 "nains"
H. sabdariffa var. *altissima*
Irradiation longue durée (33, 151 kR)

Photo 21 : BT 52-38 n° 77 "fasciation"
H. cannabinus
Irradiation en présence d'air (10 kR)

Photo 22 : THS 22 n° 321 forme "karkade"
soumise aux autofécondations
contrôlées
H. sabdariffa var. *altissima*
irradiation longue durée (33, 151 kR)



Cependant, chez le kénaf, quelques plantes vigoureuses, plus productives, ont été isolées (172, 236, 277) et de nombreux mutants fleurissant en jours plus longs, c'est à dire manifestant un gain de précocité de 2 semaines à 1 mois ont été repérés (102, 156, 177, 236). De même, chez la roselle, des mutants à tige non-armée d'épines (156) et tolérants au chancre du collet (161) ont été suivis en sélection. Au Mali, MAHAMA (177) dans la 2ème génération d'un lot de graines de la variété THS 22 ayant été exposé par MARIE (181) aux rayons gamma pendant 40 jours (correspondant à une énergie libérée de 33,151 kR à 40,515 kR) a recensé plusieurs plantes présentant un port ramifié (photo 22), des feuilles lisses et des capsules aux sépales charnus (photos 23 et 24) entourés de larges bractées portant l'empreinte d'un canal (photo 25). La présence sur la plante THS 22-424 de ces caractères qui sont propres à la forme alimentaire (*H. sabdariffa* L. var. *sabdariffa*) pourrait indiquer un retour de la forme textile (*H. sabdariffa* L. var. *altissima*) vers la forme originelle dont elle est issue et laisserait entrevoir des possibilités de mutations dans les 2 sens. Depuis 1980, BOULANGER sur le Centre GERDAT de Montpellier tente sans succès d'obtenir de nouvelles formes textiles par l'irradiation de huit formes alimentaires provenant du Tchad et du Mali (44).

5.8. SAUVEGARDE DES RESSOURCES GÉNÉTIQUES

Après les abandons au cours des dix dernières années des projets de développement contrôlés de la culture des hibiscus textiles en Afrique, il est impossible de trouver sur ce continent quelques dizaines de kilogrammes de "semences certifiées" d'une variété de kénaf et de roselle pour redémarrer une nouvelle action. Même au Mali où la culture dépasse encore le millier de tonnes de fibre, l'arrêt depuis 1981 du subventionnement de la vulgarisation et la suppression du service spécialisé d'encadrement laissent une dizaine de milliers d'agriculteurs de la zone de San dans une grande incertitude quant au maintien de leur seule culture de rente du système de production "kénaf-vivriers". Les autorités maliennes ont mis en place en 1982 un plan de sauvegarde pour empêcher la disparition définitive sans espoir de récupération du matériel végétal "fibres jutières" collectionné et sélectionné depuis une trentaine d'années. Le matériel conservé est reproduit annuellement par autofécondations contrôlées. La banque de germoplasme "fibres exotiques" de l'I.R.C.T. apporte une contribution non négligeable à ce plan.

Dès 1951, les variétés locales de kénaf (dah), Soudan précoce et Soudan tardif, furent purifiées et comparées aux variétés de roselle. En 1962, les variétés de kénaf sélectionnées à Cuba, puis en Floride, furent introduites et testées sur la Station de M'Pesoba — N'Tarla. Finalement, la collection fut complétée par des variétés en provenance du Nigéria (1966) et de l'Union Soviétique (1976).

L'implantation de la culture en 1966 s'est effectuée à partir des 2 variétés locales qui ont été progressivement remplacées par les cultivars de kénaf (B.G. 52-1, Kénaf 129, B.G. 52-71) et de roselle (Pawkeo, THS 22). Puis vers les années 1970, une forte pression de sélection pour la résistance à l'antracnose a conduit en 1978 à la multiplication de la variété tolérante B.G. 52-38-2 entraînant la disparition des attaques généralisées de cette maladie au Mali.

En 1973, 121 variétés de kénaf et 17 variétés de roselle qui, souvent, ne présentaient pas de différences notables ont été regroupées respectivement en 13 bulks et 5 bulks se différenciant par le type botanique et la réaction à la photopériode. Ces bulks constituent l'essentiel de la collection auxquels s'ajoutent 4 variétés russes, 12 lignées maliennes résistantes à l'antracnose, 8 descendances hexaploïdes de l'hybride kénaf-roselle, 8 variétés de karkades et 7 espèces de la Section *Furcaria* D.C.

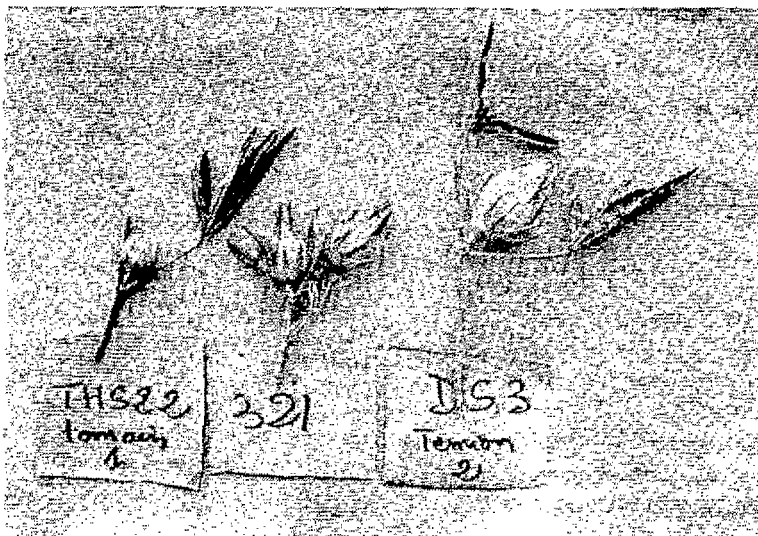
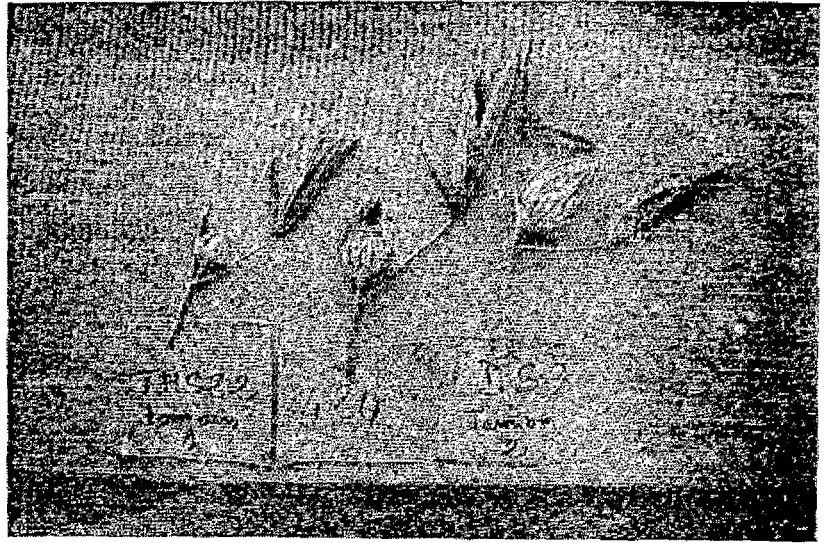
Toutes les tentatives de lutte, par la voie de la sélection généalogique ayant échoué contre les nématodes du kénaf, le chancre du collet de la roselle et du Phoma. Les techniques de l'hybridation interspécifique et de la mutagenèse expérimentale ont été utilisées pour favoriser l'élargissement de la variabilité génétique.

Le matériel disponible pour la reprise éventuelle d'un programme d'amélioration comprend en plus 3 croisements destinés à transmettre la résistance à l'antracnose de la variété Damara aux cultivars Kouban 469, Sicilia et Soudan Tardif, 4 croisements entre la roselle textile THS 22 et des karkades manifestant un meilleur comportement au chancre du collet et entrant en floraison en jours moins courts, de 23 et 9 lignées mutantes provenant respectivement de graines B.G. 52-38 et THS 22 irradiées.

L'I.R.C.T. s'est associé à l'effort de préservation des ressources génétiques en installant à Montpellier une banque de génotypes avec conservation des semences en chambre froide à 3-5 °C et à une humidité inférieure à 50 %. La Station de la Guadeloupe assure tous les six ans le renouvellement d'une gamme de variétés qui permet à l'agriculteur comme au sélectionneur d'obtenir pour chaque latitude la meilleure production de tiges destinées à l'extraction de la fibre ou à la fabrication de pâte à papier.

La conduite de la culture de ce matériel végétal pour la production des fibres et des graines, les modes d'extraction de la fibre, les options culturales dans les programmes de développement et les utilisations nouvelles feront l'objet de la 2ème partie de l'étude des hibiscus textiles en Afrique tropicale.

PASSAGE DE LA ROSELLE TEXTILE (*H. sabdariffa* L. var. *altissima*)
 A LA FORME KARKADE (*H. sabdariffa* L. var. *sabdariffa*) par
 IRRADIATION PROLONGEE (33, 151 KR. rayons gamma)
 (Photos J. CADOU I.R.C.T. MALI 1979)



Photos 23 et 24 —

Comparaison des fleurs de
 THS 22 n° 421 et n° 321 mutants "Karkade"
 aux fleurs THS 22 (forme textile) et DS 23 (Karkade)

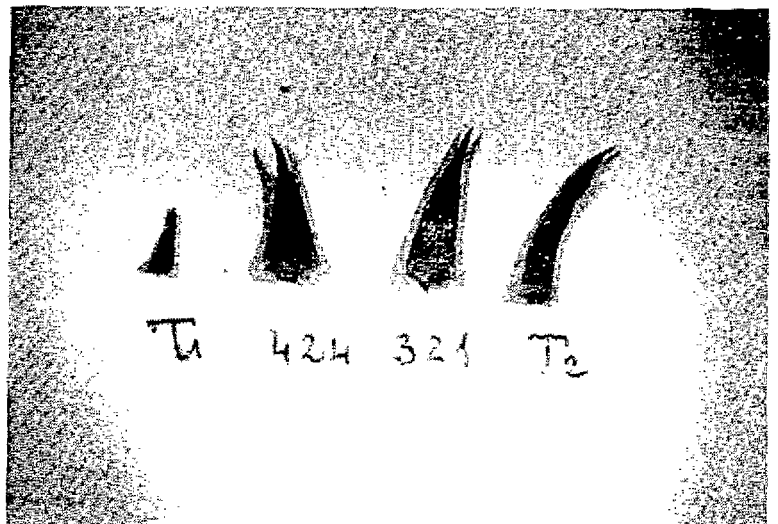


Photo 25 · Comparaison des bractéoles de
 THS 22 n° 424 et n° 321 mutants "Karkade"
 aux bractéoles de THS 22 (T1) et DS 3 (T2)

VI. BIBLIOGRAPHIE

1. ADAMSON, W.C. ; STONE, E.G. ; MINTON, N.A., 1974. — Field resistance to the javanese root-knot nematode in kenaf. *Crop science*, 14, 2, 334-335.
2. ADAMSON, W.C. ; MARTIN, J.A. ; MINTON, J.A., 1975. — Rotation of kenaf and roselle on land infested with root-knot nematodes. *Plt. Dis. Repr.* 59, 2, 130-132.
3. ADDOH, P.G. ; AMANQUAH, S.Y., 1968. — The effectiveness of Temik, a systemic pesticide, for controlling root-knot nematodes and its influence on the growth and seed yield of kenaf. *Ghana J. Agr. Sci.* 1,1, 55-57.
4. ADENIJI, M.O., 1970. — Root and stem rot of the fiber crop roselle (*Hibiscus sabdariffa* L. in Nigeria.) *Plant dis. Repr.* 54, 1, 23-25.
5. ADENIJI, M.O., 1972. — Evaluation of four seed dressing fungicides for control of *Rhizoctonia* damping off of kenaf and roselle fiber crop. *Nigerian J. sci.* 5, 2, 155-159.
6. ADENUGA, A.O., 1970. — Studies on the biology of *Podagrica sjostedti* and *puniforma*. *Nigerian Entomologists Magazine* 2, 2, 39-42.
7. AFRY, M.M. ; KHAFAGA, E.R. ; PRINZ, D., 1980. — (Studies on the photoperiodic reaction of roselle, *Hibiscus sabdariffa* L. var. *sabdariffa*) *Angewandte Botanik* 54, 5/6, 279-295, Gottingen (en allemand).
8. AHN, P., 1963. — The production of *Urena lobata* fiber in Ghana. *World Crops*, 15, 92-163.
9. AKHAVIZA DEGAN, M. 1977. — An introduction to kenaf varieties resistant to *Fusarium* foot rot. *Iranian J. of pl. Pathology* 11, 3/4, 50-51 et 112-121.
10. ALINLOSOTU, T.A., 1969. — A note on the spiny bollworm *Earias biplaga* on kenaf (*Hibiscus cannabinus*). *Nigerian Entomologists' magazine* 2, 1, 1-3.
11. ALCONERO, R. ; STONE E., 1969. — *Phytophthora parasitica nicotianae* in roselle and kenaf in Puerto-Rico. *Pl. Dis Rep.*, 53, 9, 702-705.
12. AMANQUAH, S.Y., 1968. — The cultivation of vegetales fibres and their place in the economy of Ghana. *Sols Af.* 13, 2, 143-147.
13. AMANQUAH, S.Y. ; ADJEI, C.C., 1973. — Natural crossing in kenaf. *Crops Research Institute of Ghana. Kwadaso Exp. Station.*
14. ANGELICA, R.L., 1962. — A new disease of kenaf in Argentina: *Botrytis cinerea*. *Idia* (Buenos Aires) 172, 28-32.
15. ANONYME, 1959. — Kenaf, investigaciones conducidas en Cuba. *Boletin N° 74 Ministerio de Agricultura, La Habana*, 280 p.
16. ANONYME, 1960. — Rep. Indian Jute Comm. 1958-59, 54-56 (In R.A.M. 1962).
17. ANONYME, 1961. — Rep. Indian Jute Comm. 1959-60, 45-52 (In R.A.M. 1962).
18. ANONYME, 1962. — Jute agricultural Research Institute, Bassackpore. *Agric. res. N. Delhi*, 2., 3, 194-197 (In R.A.M. 1963).
19. ANONYME, 1962. — Costa-Rica grows kenaf. *Foreign Crops and Markets* 85, 11, 16.
20. ANONYME, 1962. — Tongaat's kenaf venture. *S. Afr. Sugar J.* 46, 7, 556-559.
21. ANONYME, 1978. — Instrucciones tecnicas para el cultivo del kenaf. *Centro de Informacion y documentacion agropecuario Mini. Agri. Cuba*. Nov. 1-99.
22. ARNOUX, M. ; ILTIS, I., 1951. — Les plantes textiles secondaires. *Les cahiers de la Recherche Agronomiques*, (Rabat), 4, 421-456.
23. ARNOUX, M., 1952. — Recherche d'une technique de sélection. *Rapport I.R.C.T. Madingou* (Moyen-Congo) non publié.
24. ARNOUX, M. ; FRANQUIN, P., 1960. — Dix années de recherches sur les fibres jutières à la Station de l'I.R.C.T. de Madingou (1949-1959). *Cot. Fib. Trop.* vol. 15 N° 1, 68-80.
25. ARUNACHALAM, V. ; IYER, R.D., 1974. — A non destructive selection criterion for fibre content in jute. II : Regression approach. *Theoretical and applied Genetics* 45, 1, 37-42.
26. AUBRY, F., 1959. — La culture de l'*Hibiscus* en Afrique du Nord. *Cot. Fib. Trop.* Vol. 14, N° 1, 1-28.
27. AUBRY, F., 1962. — Le rouissage de l'*Hibiscus* en Afrique du Nord. *Cot. Fib. Trop.* Vol. 17, N° 1, 41-80.
28. BACH, D., 1943. — Classification des Plantes Vasculaires. *Librairie Lemoine-Paris*.
29. BAKER, E.F.I., 1970. — Kenaf and roselle in Western Nigeria. *World Crops*, Nov. Dec, 380-386.
29. BAQUE, D.G., 1953. — The performance of five varieties of kenaf. *Philippine Agriculturist*, 37, 130-141.
30. BARVINOK, G.A., 1972. — (Initial material for breeding high-quality varieties of kenaf) *Tr. Sred-neaz. Opyt. St.* Vol. N° 11 *rastenievodstuz* N° 2, 190-193. (en russe).
31. BENJASIL, V., 1973. — THS 30, a new variety of kenaf. *Thai Journal of Agriculture Science*, 6, 1, 45-55.
32. BERGER, J., 1969. — The world's major fibre crops ; their cultivation and manuring. *Centre d'Etude de l'Azote* : Zurich.
33. BERLAND, S.S., 1930. — (The problems of breeding new fiber plants). *Bot. Genet. Selek. Pro.* 4, 1-49. (en russe).
34. BERTHAUT, J., 1967. — Flore du Sénégal — Editions Clairafrique — DAKAR.
35. BOCCAS, B. ; PELLEGRIN, F., 1976. — Evaluation de la résistance de quelques variétés de roselle au *Phytophthora parasitica* Dast. *Cot. Fib. Trop.* 31, 2, 231-234.
36. BOLHUIS, G.C., 1940. — Bloeiwaarnennigen bij *Hibiscus sabdariffa* L. en *Hibiscus cannabinus* L. *Mededeel. Algem. Proefsta. Landb.* 16, 404-412.

37. BOULANGER, J., 1972. — Mission "Fibres-Jutières" au Mali, Côte d'Ivoire et Dahomey. Rapport I.R.C.T. non publié, 22 p.
38. BOULANGER, J., 1972. — Implantation de la culture des Hibiscus textiles en Centrafrique, au Dahomey, en Côte d'Ivoire et au Mali. Cot. Fib. Trop. Vol. 27, N° 3, 311-317.
39. BOULANGER, J., SOUBRIER, G.; VAN ZWIJLEN, T., 1972. — Expérimentation fibres-jutières 1966-1971 au Dahomey. Cot. Fib. Trop. Vol. 32, N° 3, 319-337.
40. BOULANGER, J., 1977. — Classification des Malvales fibres-jutières. Cot. Fib. Trop. Vol. 32, N° 3, 279-284.
41. BOULANGER, J., et GRAMAIN, E., 1979. — Comportement des Hibiscus textiles dans le sud de la France. Cot. Fib. Trop. Vol. 34, N° 3, 321-327.
42. BOULANGER, J., 1980. — Possibilités de production du kénaf à Abu Naama (Soudan) Rapport I.R.C.T. non publié, 34 p.
43. BOULANGER, J., 1981. — Sauvegarde du matériel végétal fibres-jutières du Mali. Note I.E.R. Bamako 9p. (non publié).
44. BOULANGER, J., 1982. — Activité de l'I.R.C.T. en 1980-81, Département des fibres-longues. Cot. Fib. Trop. Vol. 37, N° 1, 12.
45. BOURELY, J., 1971. — Organisation longitudinale des faisceaux de fibres externes du phloème de l'*Hibiscus cannabinus* L. (Malvacées). Cot. Fib. Trop. Vol. 26, N° 3, 355-357.
46. BOURELY, J., 1971. — Contribution à l'étude anatomique de l'*Hibiscus cannabinus* L. (Malvacées). Origine, mise en place et vieillissement des fibres phloémiennes. Rev. Gén. Bot. 78, 133-160.
47. BOURELY, J., 1976. — Ontogénie des fibres du phloème primaire à la base de l'hypocotyle de l'*Hibiscus cannabinus* L. (Malvacées). Rev. Gén. Bot. 83, 89-185.
48. BOURELY, J., 1978. — Ontogénie des fibres textiles de l'*Hibiscus cannabinus* L. (Malvacées). Thèse de Doctorat d'Etat. Université Pierre et Marie Curie, Paris VI.
49. BOURELY, J., 1980. — Ontogénie des fibres textiles de l'*Hibiscus cannabinus* L. (Malvacées). Cot. Fib. Trop., 35, 3, 283-319.
50. BROWN, A.E.; MASSEY, R.E., 1929. — Flora of Sudan; Government Publication, Khartoum, Sudan.
51. BUCHHOLTZ, A., 1948. — Neürese Russische faserpflanzen forschungen. Bot. Oecon. 1, 155-158.
52. BUI-XUAN-NHUAM, 1950. — Aperçu général sur la technologie des fibres textiles végétales. Document I.R.C.T. (non publié), 19 p.
53. CAMPESE, O., 1937. — La cultura della rosella e la preparazione della fibre. Coltura Tropicali e Lavorazione dei Prodotti. Vol. 3: 293-314, Ulrico Hoepli; Milan.
54. CHAKRAVARTY, K.; RAKSHIT, S.C.; BASU, N.C., 1976. — H.S. 4288, the improved mesta (*Hibiscus sabdariffa*) variety. Jute Bulletin (India) 39, 1/12, 65-68.
55. CHAKRAVARTY, K., 1979. — Breeding for high fiber yield in mesta. Jute. Agric. Res. Inst., Barrackpore, West Bengal, India 937-944.
56. CHANDRAMATHI, P.S., 1973. — Occurrence of a root-knot nematode in mesta (*Hibiscus cannabinus* L.). Madras Agric. J. 60, 7, 600.
57. CHAUDHURI, S.D.; AMINUL ISLAM, M., 1951. — A comparative study of kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) and *altissima* (*H. sabdariffa* var. *altissima*) Pakist. J. Sci. 3, 124-131.
58. CHENNAVEERAI AH, M.S.; SUBBARAO, G., 1961. — Sterility in reciprocal crosses of *Hibiscus* species, *sabdariffa* and *cannabinus* J. Karnatak Univ. 6, 147-148.
59. CHI, C.Y., 1966. — A brief account of experiments with cotton, jute and other fiber crops at Taiwan Experiment Station. Tainan, Taiwan.
60. CHOUSSEY, F. 1944. — Anales del Instituto Tecnológico de El Salvador. N° 1, 151-206.
61. COCHEME, J.; FRANQUIN, P., 1967. — Une étude agroclimatique de l'Afrique sèche au sud du Sahara. UNESCO/FAO, OMM, FAO, Rome VIII, 236.
62. COGNEE, M., 1977. — Activités du laboratoire de physiologie. I.R.C.T. Montpellier. Rapport I.R.C.T. (non publié).
63. *Colletotrichum hibisci* Pollaci, 1896. — Atti Inst. Bot. Pavia, 2, Serv. V.
64. CRANDALL, B.S.; LYNN, H.D., 1954. — The resistance of kenaf varieties hybrides and relative to anthracnose. Plant dis. Repr. 38, 311-313.
65. CRANDALL, B.S., 1958. — Kenaf breeding history. Proc. World Cont. Harana, 38-86.
66. CRANDALL, B.S., 1964. — Performance of kenaf under varying climatic conditions. Proc. Second Intern. Kenaf Conf. Palm Beach, Fla; 202-206.
67. CRANDALL, B.S. et LOGAN, J., 1972. — A probable new race of kenaf anthracnose in Zambia. Plant Dis. Repr. 56, 12, 1049-1050.
68. CRANDALL, B.S. et LOGAN, J., 1972. — Varietal resistance of kenaf to rust. Plant Dis. Repr. 56, 12, 1047-1049.
69. CRANE, J.C.; ACUNA, J.B., 1945. — Growth and developement of kenaf, *Hibiscus cannabinus* L., with special reference to the fiber content of the stems. J. Am. Soc. Agron. 37, 352-359.
70. CRANE, J.C., 1949. — Roselle. A potentially important plant fibre. Econ. N.Y. 3, 89-103.
70. CRANE, J.C., 1947. — Kenaf-fiber plant rival of jute. Econ. Botany 1, 334-350.
71. CRANE, J.C., 1949. — Roselle. A potentially important plant fibre. Econ. N.Y. 3, 89-103.

72. DATTA, A.N.; SANYAL, P.; KUNDU, B.C., 1955. — Preliminary studies on the effect of different dates of sowing mesta and roselle. Indian Sci. Cong. Proc. (Calcutta). 43, 258-259.
73. DATTA, A.N.; KUNDU, B.C., 1960. — You will like this non-bristle roselle. Jute Agricultural Research Institute, Barrackpore. April, 13 and 21.
74. DALZIEL, J.M., 1948. — The useful plants of West Tropical Africa. Published under the authority of the Secretary of State for the colonies by The Crown agents for the colonies.
75. DESHPANDE, R.B., 1938. — Further studies on the inheritance of certain characters in *Hibiscus sabdariffa* L. Indian Jour. Agr. Sci. 8, 229-243.
76. DESHPANDE, R.B., 1950. — *Hibiscus sabdariffa* L. — a promising fiber plant. Sci. Cult. (Calcutta), 16, 237-240.
77. DEMPSEY, J.M., 1963. — Long vegetable fiber developpement in South-Vietnam and other Asian countries. 1957-1962. U.S. Opérations Mission, Saigon.
78. DEMPSEY, J.M., 1964. — Kenaf production in Asia. In Proc. Second Intern. Kenaf Conf. Agency for Intern. Develop. Washington D.C., 223-237.
79. DEMPSEY, J.M., 1975. — Fiber crops. The University Press of Florida. Gainesville. 203-379.
80. DELATTRE, R., 1973. — Parasites et maladies en culture cotonnière. I.R.C.T. ed. 146p.
81. DUODU, Y.A., 1974. — Insect Pests of roselle in Ghana. Inter. African symposium on the role of plant Protection in Crop improvment in Africa. (Ibadan-Nigeria 7.12 oct. 1974).
82. DINH-NGOC-XUAN, 1968-1975. — Expérimentations "Fibres jutières" au Mali. Rapports I.R.C.T. non publiés.
83. DINH-NGOC-XUAN; DIONE, E., 1976. — Exposé des résultats et conclusions à tirer de la campagne 1976. Cellule des fibres jutières. Station N'Tarla — M'Pesoba; rapport non publié.
84. DINH-NGOC-XUAN, 1973. — Réactions à la photopériode des variétés d'*Hibiscus* cultivées au Mali. Cot. Fib. Trop. Vol. 28, N° 3, 393-400.
85. DURAND, D., 1967. — Action de la température et du rayonnement sur la croissance. Ann. Physiol. Vég. I.N.R.A., 9, 1, 5-27.
86. EL KILANY, M.A., 1939. — (Jute and kindred fibres in Egypt. research and culture). Min. Agr. Tch. Sci. Serv. Egypt, Bull 215 (en arabe)
87. ELLIOT, S., 1953. — Progress of the Mexican kenaf industry. Textile Quart. (Belfast) 3, 243-246.
88. ELLIOT, S., 1965. — Developping a kenaf industry in Mexico. World Crops 17, 4, 32-35.
89. EL SAIDI, M.T.; HAWASH, M., 1971. — The effect of using saline water for irrigation on the growth and chemical properties of roselle plants (*Hibiscus sabdariffa* L.) Zeitschrift fur Acker und Pflanzenbau, 134, 3, 251-256.
90. ETTLING, C., 1926. — Die Roselle-Pflanze (*Hibiscus sabdariffa*), Anbau und ihre Verwertung. Tropenflanzer 29, 2-3.
91. FAHMY, R.; MOMTAZ, A.; SALEH, H.M.; SOURAYA, F., 1973. — Physiologicalk studies on certain cultivars of kenaf (*Hibiscus cannabinus*) Egypt Bot., 16, N° 1-3, 329-335.
92. F.A.O., 1962 à 1981. — Situations statistiques annuelles. Groupe d'étude du jute, du kénaf et des fibres apparentées. CCP/Jute, Rome.
93. F.A.O., 1962 à 1981. — Rapports annuels des sessions du Groupe Intergouvernemental sur le jute, le kénaf et les fibres apparentées. CCP/Jute, Rome.
94. F.A.O., 1968. — Information on research activities in China (Taiwan). CCP: Ju 68/Working paper (1/07/1968), 10p.
95. F.A.O., 1968. — Perspectives concernant le jute, le kénaf et les fibres apparentées dans les pays africains. CCP/Jute 68/1, 163 p. CCP/Jute 68/5, 22p, F.A.O. Rome.
96. F.A.O., 1971. — Perspectives concernant le jute, le kénaf et les fibres apparentées dans les pays africains (révisées). CCP Jute/ sept. 1971, 38p, Rome.
97. F.A.O., 1978. — Les marchés du jute, du kénaf et des fibres apparentées dans les pays africains. CCP/Jute 78/4, 17p, Rome.
98. F.A.O., 1981. — Les marchés du jute, du kénaf et des fibres apparentées au Proche-Orient. CCP: Ju 81/5, 17p, Rome.
99. F.A.O., 1981. — Les marchés du jute en Afrique de l'Ouest. Groupe d'étude du jute, du kénaf et des fibres apparentées. CCP/Ju 81/10, 10p, Rome.
100. F.A.O., 1982. — Le marché du jute, du kénaf et des fibres apparentées en Afrique de l'Est. CCP: Ju 82/4, 19p, Rome.
101. F.A.O., 1982. — Les marchés du jute et du kénaf en Afrique du Nord. CCP: Ju 82/5, 7p F.A.O. Rome.
102. FILUSHKIN, N.P., 1978. — (Use of chemical mutagens in order to produce breeding material of kenaf) Tr. Uzb. Opyl. St. Lubyanykh Kul'tur, 7, 70-84 (en russe).
103. FOLLIN, J.C.; MILDNER, P.; et CAUQUIL, J., 1966. — Le chancre du collet de la roselle. Premières observations. Cot. Fib. Trop. 21, 2, 189-194.
104. FOLLIN, J.C.; FRITZ, A., 1968. — Les possibilités de culture de la roselle (*Hibiscus sabdariffa*) et du kénaf (*H. cannabinus*) en République Centrafricaine. Cot. Fib. Trop 21 3, 375-382.
105. FOLLIN, J.C., 1971. — L'emploi du Benomyl pour l'isolement sélectif des Pythiacées. Cot. Fib. Trop., 26, 4, 467.

106. FOLLIN, J.C., 1972. — Quatre années d'expérimentation sur le kénaf et la roselle en Côte d'Ivoire. *Cot. Fib. Trop.*, 27, 2, 265-268.
107. FOLLIN, J.C., 1973. — Rapport I.R.C.T. annuel de la Section de Phytopathologie de Bouaké, non publié.
108. FOLLIN, J.C., SCHWENDIMAN, J., 1974. — La résistance du kénaf (*H. cannabinus* L.) à l'anthracnose (*Colletotrichum hibisci* Poll.). Déterminisme génétique et influence sur le développement des épidémies. *Cot. Fib. Trop.* 29, 3, 331-338.
109. FOLLIN, J.C., 1974. — Premières observations sur la pathogénie de différentes souches de *Colletotrichum hibisci* Poll. isolées d'Afrique de l'Ouest. *Cot. Fib. Trop.* 29, 3, 371-373.
110. FOLLIN, J.C., 1975. — Spécificité parasitaire et variations du pouvoir pathogène de *Phytophthora parasitica* Dast. agent du chancre de la roselle. *Cot. Fib. Trop.* 30, 3, 321-326.
111. FOLLIN, J.C., 1975. — Le chancre du collet de la roselle. Influence des facteurs agronomiques sur le développement de la maladie. *Cot. Fib. Trop.* 30, 4, 459-463.
112. FOLLIN, J.C., 1975. — L'anthracnose du kénaf. Influence de quelques facteurs extrinsèques ou intrinsèques à la plante sur l'expression de la résistance et le développement de la maladie. *Cot. Fib. Trop.* 30 cales, XXX, 4, 465-473.
113. FOLLIN, J.C., 1977. — Le chancre du collet de la roselle. Recherche de la résistance. *Cot. Fib. Trop.* 32, 2, 241-247.
114. FOLLIN, J.C., 1978. — Influence de la température de la lumière et de la nutrition minérale sur l'expression de la résistance du kénaf à l'anthracnose (*C. hibisci* Poll.). *Cot. Fib. Trop.* 32, 4, 391-397.
115. FOLLIN, J.C., 1979. — Persistance de la résistance induite après l'infection du kénaf par *Colletotrichum hibisci*. *Cot. Fib. Trop.* 34, 2, 205-213.
116. FOLLIN, J.C., 1981. — Analyse des éléments de la résistance d'*Hibiscus sabdariffa* L. au chancre (*Phytophthora parasitica* Dast.) dans les lignées F3 d'un croisement variété à fibres par une variété alimentaire. *Cot. Fib. Trop.* 36 3, 241-246.
117. FOLLIN, J.C., 1965-1968. — Rapports annuels de la section de phytopathologie. Station de Bambari. Doc. non publié.
118. FOLLIN, J.C., 1969-1976. — Rapports annuels de la Section de Phytopathologie. Station de Bakoué. Doc. non publié.
119. FRANQUIN, P., 1974. — Formulation des phénomènes apparents de photopériodisme en conditions naturelles. Principes de base. *Cah. ORSTOM, ser. Biol.*, 23, 31-43.
120. FUKUSAWA, C.A.; CAMPOS, F.F.; CAPINPIN, J.M., 1960. — Genetic aspects of the interspecific crosses between kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) and roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.). *Philippine Agriculturist* 44, 5, 223-235.
121. GADD, C.H., 1926. — Report of the division of Mycology. Adm. Rep. Dir. of Agr. Ceylan.
122. GAFUROV, F.K., 1973. — (Effect of ionizing irradiation with 60 Co gamma-rays on germination energy and percentage of kenaf seeds) Opyt. *St. Lubyanykh Kul'tur* 1973. N° 4, 40-44 (en russe).
123. GANGADAAR, K.; RAMA PRASAD, O.; SOMAYAJULU, B.; THIRUMALA RAO, S., 1966. — Composition, storage and milling of *Hibiscus cannabinus* and *sabdariffa* species seed and refining of the oil. *I.O. et S.J. Vol. 32*, N° 3.
124. GARCIA, A.C.; ASICO, P.M., 1964. — Effect of weather conditions and time of planting on kenaf plants for fiber. *Philippine Agr.* 26, 1-2, 79-91.
125. GAUTIER, J., 1953. — Résultats des essais sur la culture, la récolte, le décorticage et la préparation des filasses de quelques plantes à fibres libériennes ou foliaires (Ramie, *Hibiscus*, *Urena*, Chanvre, Lin, Genêt, Sisal, Ananas) *Cot. Fib. Trop. Vol. 8*, N° 2, 169-186.
126. GENUNG, W.G., 1964. — Insects associated with kenaf in Florida pp. 139-176. In *Proc. second Intern. kenaf conf. Palm Beach, Fla.*
127. GERMANI, G. DELATTRE, R., 1981. — Etude sur les nématodes phytoparasitaires du cotonnier et des plantes à fibres jutières au Bénin. Colloque International sur la protection des plantes tropicales. Lyon — Juillet 1981.
128. GHOSH, T. et GEORGE, K.V., 1954. — Brown-rot *Volutella* of Mesta (*H. cannabinus*) Ind. *Phytopathology*, 6, 106-109.
129. GHOSH, T.; MUKERJEE, N., 1958. — Tip-rot of Mesta (*H. cannabinus*). *Curr. Sci.* 27, 67-69.
130. GHOSH, T.; CHAKRABORTY, K., 1970. — Growing *Hibiscus cannabinus* (H. C. Mesta) for fibre *Jute Bull.* 32, 11/12, 154-157.
131. GORSHKOV, B.A., 1950. — Fiber plants in the Chinese People's Republic (Translation Tropical Products Institute Library).
132. GRAMAIN, E., 1978. — Essais de culture des *Hibiscus* textiles en France, I.R.C.T., Montpellier, Rapport I.R.C.T. non publié, 25 p.
133. GRANADOS, V.R., 1966. — El cultivo del kénaf (*Hibiscus cannabinus* L.). *Agricultura El Salvador*, 5, 6, 30-4
134. GRANILLO, C.R.; DIAZ, A.; ANAYA, M., 1974. — The mosaic virus of kenaf (*Hibiscus cannabinus*) in El Salvador. *Phytopathology*, 64, 6, 768.
135. HAARER, A.E., 1952. — Jute substitute fibres. *Wheatland Journals Ltd, London.*
136. HAARER, A.E., 1952. — Some observations on the cultivation of kenaf. *Econ. Botany* 6, N° 1, 18-22.
137. HAARER, A.E., 1956. — The roselle family *Fibres (Engineering and Chemistry)* A7, 4, 105-107.

138. HAARER, A.E., 1959. — Kénaf ou Jute ? L'Inde doit prendre une décision rapide. *Cot. Fib. Trop.* 14, 1, 1-4.
139. HARTLEY, C., 1927. — Notes on Hibiscus disease in West Java. *Phytopathology* 17, 25-27.
140. HAR - TZOOK, A., 1965. — Kenaf trials in Tanganyika. *World Crop*, 17, 2, 51-54.
141. HASMAM, 1978. — Stability analysis of roselle varieties (*Hibiscus sabdariffa*) *Pemberitaan* 28, 76-83, Bogor, Indonesia.
142. HASSELBACH, O.E., 1966. — Enige waarnemingen bij kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) in Suriname — *Surinaamse Landbouw* 14, 3, 61-73.
143. HEURN, E.W., 1961. — Kenaf growing in Thailand. *World Crops*, 13, 6, 225-226.
144. HOCHREUTINER, B.P.G., 1900. — Révision du genre *Hibiscus*. *Ann. conservat. Jardin Botanique Genève* 4: 23-191.
145. HORN, C.L., 1958. — Kenaf development in this hemisphere. *Proc. World Conf. Kenaf Havana*, 1-4.
146. HORST, N.A., 1924. — Studien über den gambohanf. *Faserforsch. Textiltech* 4, 61-124.
147. HOUTEN, J.G., 1950. — Roselle. *De Landbouw. inden Indischen Archipel* p. 179-225. The Hague, Holland. Edited by Van Hall et Van de Koppel (English trans. by USDA, OFAR 1951) N° 71.
148. HOWARD, A., and HOWARD, G.L.C., 1911. — Studies in Indian fibre plants N° 2. On some new varieties of *Hibiscus cannabinus* L. and *Hibiscus sabdariffa* L. *Mem. Dept. Agri. India, Bot. Ser.* 4, N° 2.
149. IDIATULINA, F.F., 1974. — A study and evaluation of the world collection of kenaf to root-knot nematodes. *Referativnyi Zhurnal* 12, 55-229.
150. ILTIS, J., 1962. — *Hibiscus cannabinus*: cinq années d'expérimentation au Maroc. *Al Awamia* 5, 67-97. Rabat (Octobre 1962).
151. I.R.C.T., 1946 — 1982. — *Activité annuelle de l'I.R.C.T.* *Cot. Fib. Trop.* fascicule 1 des volumes I à XXXVII.
152. I.R.C.T., 1963. — La production des fibres jutières au Congo (Brazzaville) *Cot. Fib. Trop.* 18, 2, 361-367.
153. Inter-African symposium on the role of plant protection in crop improvement in Africa (Ibadan-Nigeria 7-12 October 1974).
154. JAHADHMY, A.A., 1969. — Kenaf its production processing and potential. The Kenya sisal board bulletin, February, 19-25.
155. JALIL, A.F.; KABIR, A.K., 1972. — Some studies on *Pseudococcus virgatus* Ck11. infesting mesta and kenaf in East Pakistan. *Agriculture Pakistan* 22, 2, 237-240.
156. JARI, 1966 à 1972. — Annual reports of jute Agricultural Research Institute. Inde.
157. JOYNER, J.F.; PATE, J.B., 1956. — The inheritance of leaf shape in kenaf. *J. Her.* 47, 5, 199.
158. JOYNER, J.F.; PATE, J.B., 1958. — The inheritance of petal spot in kenaf. *J. Hered.* 4, 152 p.
159. KAMMACHER, P.; BOULANGER, J., 1954. — Influence de l'espacement sur le rendement et la qualité de la fibre de roselle (*Hibiscus sabdariffa*) *Cot. Fib. Trop.* 9, 1, 87-96.
160. KAR, P.C.; SAHA, J.C., 1943. — A new stem-base disease of "altissima" caused by a species of *Phytophthora*. *Curr. Sci. (India)* 8, 229-230.
161. KEOBOONRUENG, S.; KANLONG, S.; SIDDHIPONGSE, S.; SYAMANANDA, R., 1981. — Induced mutation by gamma radiation for collar rot disease resistance. *Proceedings of a symposium 9-13 march 1981, I.A.E.A.*, 287.
162. KHATUA, D.C.; MAITI, S., 1977. — A new leaf blight disease of *Hibiscus cannabinus* in West Bengal (*Coniella musaiaensis*). *Indian J. of myc. and Pl. Path.* 7, 1, 87.
163. KILLINGER, G.B., 1969. — Kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) a multi-use crop. *Agron. J.* 61, 734-736.
164. KIRBY, R.H., 1963. — Vegetable fibres. Leonard Hill Ltd., London, 102-133.
165. KIST, J.M.; FRIEDERICH, J.C., 1947. — The cultivation of some crops providing fibres from the bark and leaves. *The Landbouwk. Tijdschr. Wageningen*, 59, 337-345.
166. KOCH, L., 1926. — Sur la roselle (*Hibiscus sabdariffa altissima*). *Rev. Bot. Appl. Agr. Coton*, 6, 754-757.
167. KOHLER, F., 1973. — Premiers résultats sur l'établissement d'une gamme d'hôtes différentiels pour le *Phytophthora palmivora*. *Cah. ORSTOM, ser. biol.*, 20, 27-30.
168. KOULTRASSOV, N.K., 1963. — (Croissance et développement du kénaf). *Travaux de Botanique appliquée, de génétique et de sélection. Tome XXXV, fasc. 3*, 41-53 (en russe).
169. KUMARAPERUMAL, N.; NATARAJARATNAM, N.; CHELAPPA, M., 1973. — Photoperiodic induction of flowering in mesta (*Hibiscus cannabinus* L.). *Andhra Agricultural Journal*, 18, 3, 128-130.
170. KUNDU, B.C.; DATTA, A.N. and SANYAL, P., 1959. — Comparative study of yield performance of the different fibre crops. *Ind. J. Agron.* 3, 4, 231-236.
171. KUNDU, B.C., 1964. — Mesta in India pp 249-63 In *Proc. second Int. kenaf Conf.* Palm beach, Fla.
172. LAI, M.L.; DEMPSEY, J.M., 1973. — Breeding of kenaf through mutation induced by gamma-rays and thermal neutrons. *Journal of Taiwan Agricultural Research*, 22, 4, 278-284.
173. LANUZA, E.; GARCIA, A., 1957. — A study on harvesting kenaf at different ages for fiber production in the Philippines. *Philippines J. Agr.* 22, 1-4; 109-120.
174. LEE, S.Y., 1963. — Thai-jute and kenaf. *Far East. Econ. Rev.* 39, 6, 255-262.
175. LEFORT, M., 1951. — Rôle du photopériodisme sur la culture de la roselle. *Fib. Cot. Trop.* Vol. 6, N° 4: 188-192.
176. MAHAMA A.; BOULANGER, J., 1974. — Section des fibres jutières du Dahomey, résumé de la campagne 1974. *Rapport I.R.C.T., non publié*, 10 p.

177. MAHAMA, A., 1980. — Etude de l'action des rayonnements gamma du cobalt 60 sur les semences de deux espèces d'*Hibiscus* textiles. These Doc. Ing. Agro. Opt. Phytotechnie, Acad. Montpellier, 193 p.
178. MAITI, R.K.; ASIMA DASGUPTA, 1972. — Comparative Microscopy of ten varieties of mesta (kenaf) in relation to yield and quality. Textile Research J., 648-649.
179. MANSOUR, B.M.M., 1975. — Effects of temperature and daylength on growth and flowering of roselle, *Hibiscus sabdariffa* L., Scientia Horticulturae 3, 129-135.
180. MARASSI, A., 1960. — L'ibisco da fibra in Spagna e in Italia. Riv. Agr. Sub Trop. 54, 1-3, 14-33.
181. MARIE, R., 1974. — La mutagenèse expérimentale. Agr. Trop., 29, 892-900.
182. MARTIN, D.W.; MENZEL, Y., 1972. — Identity of the genome shared by african and new world species of *Hibiscus*, Sec. *Furcaria*. Jour. Hered. 65, 3, 235-240.
183. MATERU, M.E.; KAHUMBURA, J.M.; LWANGA, M.M., 1974. — Aerial spray trial on kenaf insect pests at kahe, Tanzania. East african Agr. and For. Journal, 40, 1, 50-64.
184. MEDINA, J.C., 1950. — (Effect of time of planting on the production of *Hibiscus cannabinus* L.). Bragantia 10, 125-37. (en portugais).
185. MEDINA, J.C., 1959. — Plantas fibrosas da flora mundial. Instituto Agronomico Campinas, Brasil, 629-639.
186. MEDVEDEVA, 1944. — (Embryologie de l'*Hibiscus cannabinus* L.) J. Bot. URSS, 29, 264-273 (en russe).
187. MENZEL, M.Y.; WILSON, F.D., 1961. — Chromosomes and crossing behaviour of *Hibiscus cannabinus*, *H. acetosella* and *H. radiatus*. Am. J. Bot. 48, 651-657.
188. MENZEL, M.Y.; WILSON, F.D., 1963. — Cytotaxonomy of twelve species of *Hibiscus* Section *Furcaria*. Am. J. Bot. 50 N° 3, 262-271.
189. MENZEL, M.Y., 1966. — The pachytene chromosome complement of *Hibiscus cannabinus*. Cytologia (Tokyo), 31, 36-42.
190. MENZEL, M.Y.; WILSON, F.D., 1969. — Genetic relation-ships in *Hibiscus* Sect. *Furcaria*. Brittonia 21, N° 2, 91-125.
191. MENZEL, M.Y.; MARTIN, D.W., 1970. — Genome affinities of four African diploid species of *Hibiscus* Sect. *Furcaria*. J. Hered., Vol. 61, N° 5, 174-184.
192. MENZEL, M.Y.; MARTIN, D.W., 1971. — Chromosome homology in some intercontinental hybrids in *Hibiscus* Sect. *Furcaria*. Am. J. Bot. 58, N° 2, 191-202.
193. MEULEN, G.F., van der, 1925. — De roselle cultur in Ned-India en haar perspectiven. De Ind. Mere. 48, 73.
194. MICHAICOVA, E.N., 1960. — (Travail de sélection avec des espèces du genre *Hibiscus*). Acad. Sci. Agri. Ouzbeskistan, Tachkent, 10 p (en russe).
195. MILLER, D.L., 1968. — Kenaf fiber for paper making 66-72. In Proc. First Conf. on kenaf pulps Gainesville Fla.
196. MINTON, N.A.; ADAMSON, W.C.; WHITE, G.A., 1970. — Reaction of kenaf and roselle to three root knot nematodes species. Phytopathology. 60, 12, 1844-1845.
197. MOLINA ABELA, M., 1957. — Anales Instituto Nacional de investigaciones agronomicas 6, 4, 354, Madrid.
198. MOMTAZ, A., 1974. — Report on flux and kenaf production programmes in Egypt. First FAO/SIDA Seminar on improvment and production of field food crops for plant scientists from Africa and the Near East. Rome TF/IN 88 (SWE).
199. MORE, W.D.; MONIZ, L., 1969. — Anthracnose of mesta and its control. Indian J. Agric. Sci. 39, 432-438.
200. MORTON, J.F., 1974. — Renewed interest in roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.) the long-forgotten "Florida cranberry". Florida State Horticultural Society, 87, 415-425.
201. MUCHOW, R.C.; WOOD, I.M., 1980. — Yield and growth responses of kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) in a semi-arid tropical environment to irrigation regimes based on leaf water potential. Irrigation Science (Germany F.R.) 1, 4, 209-222.
202. MURDOCK, G.P., 1959. — Africa: its peoples and their cultural history. Macmillan, N.Y.
203. MUKERJEE, N., 1959. — Root and stem rot of roselle caused by a strain of *Phytophthora parasitica* Dast. p 501 in Proc. 46th Indian Sci. Congr. III.
204. MUKERJEE, N., 1967. — Studies on the foot and stem rot of *Hibiscus sabdariffa* var. *altissima* Hort. caused by *Phytophthora parasitica* var. *sabdariffa* Muk. Indian J. Mycol. res. 5, 1-39.
205. MUKERJEE, N.; BASAK, M.; 1973. — Chemotherapeutic control of foot and stem rot of roselle caused by *Phytophthora parasitica* var. *sabdariffa*. Indian Phytopathology 26, 3, 576-577.
206. MULLER, H.R.A.; T. van EEK, 1938. — Aanteekeningen over eenige ziekten van roselle en Java-jute op Java. Landbouw. 14: 719-39.
207. MULLER, 1939. — Aanteekeningen over eenige ziekten van roselle en Java-jute op Java. Buitenzorg. Inst v. Plantenziekten. Mededel. 92.
208. NAITO, N.; TANI, T., 1953. — Cercospora leaf spot of kenaf caused by *Cercospora hibisci* Tracey et Earle. Kagawa Agr. Col. Tech. Bull. 4: 189-92.
209. NAVALE, P.A.; SONONE, H.N., 1980. — Genetic studies in ambadi GPD X DPSC. Journal of Maharashtra Agricultural Universities 5, 2, 126-128.
210. NAVARATNAM, S.J., 1966. — A stem and leaf disease of kenaf (*Hibiscus cannabinus*). Malayrian Agric. J. 45: 289-90.
211. NEDZVETSKAYA, G.H., 1972. — The influence of environmental conditions on the development of *Rhizoctonia* of kenaf. Referativnyi Zhurnal 12, 55, 1104.

212. NEDZVETSKAYA, G.H., 1972. — PCNB as an effective preparation against *Rhizoctonia* of kenaf. Referativnyi Zhurnal 12, 55, 1105.
213. NEDZVETSKAYA, G.H., 1976. — Demosan in the control of *Rhizoctonia* of kenaf. Referativnyi Zhurnal 11, 55, 1240.
214. NEDZVETSKAYA, G.H., 1977. — Test of varieties of kenaf for resistance to *Rhizoctonia* disease. Referativnyi Zhurnal 6, 55, 265.
215. NELSON, E.G.; WILSON, F.D., 1965. — Inheritance in kenaf as related to selection of inbred lines for composite varieties. Techn. Bull. U.S. Dep. Agr. 1319, 1-28.
216. NEVINNYKH, V.A., 1966. — (Résultats de la sélection du kénaf à Kouban pendant les derniers 25 ans). (Travaux de l'Institut de recherches de l'agriculture), tome II, 147-156; (en russe).
217. NEVINNYKH, V.A., 1973. — (Prospects for breeding kenaf) Selektsiyai semenovodstvo tekhn. Kul'tur. Moscow, URSS, Kolos 326-330 (en russe).
218. OLUNLOYO, O.A., 1975. — Observations on the mode of infection of *Phytophthora parasitica* Dast. on young roselle shoots. Niger J. Pl. Prot. 1, 1, 38-42.
219. OLUNLOYO, O.A., 1976. — The influence of NPK fertilizers on the root and stem rot disease of roselle caused by *Phytophthora parasitica* Dast. Nigerian J. of Plant protection, 2, 84-87.
220. OLUNLOYO, O.A., 1977. — Soil moisture content and incidence of *Phytophthora* root and stem rot development in roselle. Nigerian J. of plant protection, 3, 106-110.
221. OLUNLOYO, O.A.; ADENIJI, M.O., 1974. — Relative susceptibility of roselle and kenaf species to three isolates of *Phytophthora parasitica* Dast. Nigerian Agric. J., 1, 66-70.
222. OLUNLOYO, O.A.; ADENIJI, M.O., 1980. — Effect of seed dressing fungicides on the root and stem rot disease of roselle. African J. of Plant Protection 2, 1, 43-57.
223. ORABY, F.T., 1967. — Time of harvesting and yield of kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) Acta. Agron. Hungary 16, 3/4, 329-334.
224. PARRADO, G.L., 1958a. — Diseases of kenaf in Cuba, pp 113-23 In Proc. First World Conf. on kenaf. Havana.
225. PARRADO, G.L., 1958b. — Insects of kenaf in Cuba, p. 125. In Proc. First World Conf. on kenaf. Havana.
226. PARK, J.M., 1967. — Studies on the breeding of the response to short photoperiod, fiber weight and qualitative characters and of the associations among these characters in kenaf. Crop Exp. Stat. Suwon, Korea.
227. PARRY, G., 1956. — Premiers essais culturaux — Possibilités du Dah en sols salins. Rev. Terres et Eaux, 33-41.
228. PATE, J.B., 1953. — Resistance in kenaf to *Colletotrichum hibisci* Phytopathology 43, 647-48.
229. PATE, J.B.; SEALE, C.C.; GANGSTAD, E.O., 1954. — Varietal studies of kenaf *Hibiscus cannabinus* L., in South Florida. Agro. J. 46, 2, 75-77.
230. PATE, J.B.; GANGSTAD, E.O.; JOYNER, J.F.; SEALE, C.C. 1954. — Kenaf in South Florida. Gdn. J. N. Y. bot. Gdn. 4, 40-41.
231. PATE, J.B.; SUMMERS, T.E., 1955. — Reaction of kenaf introductions and selections to races of *Colletotrichum hibisci*. Plant Disease Repr. 39: 776-79.
232. PATE, J.B.; JOYNER, J.F., 1958. — Inheritance of a male sterility factor in kenaf, *Hibiscus cannabinus* L. Agron. J. 50, 402-403.
233. PATIL, R.C.; THOMBRE, M.V.; KHUSPE, S.S., 1978. — Correlations studies in F2 progeny of a mesta cross (*Hibiscus cannabinus* L.) (Var. H. C. 583 x N.P.6) Journal of Maharashtra Agricultural Universities, 3, 1, 32-33.
234. PATIL, R.C.; THOMBRE, M.V., 1980. — Heterosis and combining ability studies in *Hibiscus cannabinus* L. Journal of Maharashtra Agricultural Universities 5, 2, 123-126.
235. PEELER, C.H., 1967. — Production of kenaf and other soft fibres in Kenya. Afr. Agr. Forestry J. 33, 2, 139-144.
236. PEREVERZEV, G.A.; KIM, YU. M., 1978. — (Variation in kenaf after presowing irradiation of the seeds) Tr. Uzb. Opyt. St. Lubyanykh Kul'tur 7, 41-46 (en russe).
237. PEREZ, J.M.; SUMMERS, T.E., 1963. — A Botrytis disease of kenaf. Plant Disease Repr. 47: 200-201.
238. PIERRARD, G., 1966. — First observations of *Apion subangulirostre* Wagner (Coleopt., Curcul.), predator of roselle, *Hibiscus sabdariffa*, pp. 113-15. In Proc. 5th Meeting Tech. Comm. European Institute for the study of Industrial Fibres Royaumont, France.
239. POETIRAY, P., 1971. — Indonesia: kenaf and its prospects for 1975. Monthly Bull. Agr. Econ. Statist. FAO 20, 6, 1-9.
240. POPOVA, G.M.A., 1928. — A contribution to the morphology and biology of *Hibiscus cannabinus* L. Bull. Appl. Bot. 19, 493-496.
241. PRESLEY, J.T., 1952. — *Colletotrichum* tip blight of kenaf: A brief history of the disease. Plant Dis. Repr., 36, 8, 333-334.
242. PROTSENKO, N.G., 1963. — (Influence du milieu sur la formation des hybrides de kénaf). Travaux de botanique appliquée, de génétique et de sélection. 35, 3, 188-193 (en russe).

243. PUENTES, C., 1958. — Time for planting in Cuba. Proc. World Conf. Havana 75-79.
244. PULSIFER, H. B., 1957. — Anthracnose of kenaf caused by *Colletotrichum hibisci* Poll. Iowa state College J. Sci.
245. QUANT, G.L., 1977. — Virosis del Algodonero in Guatemala. El Algodonero, 28, 4-7.
246. RAKSHIT, S.C.; SARMA, M.S., 1964. — Natural crossing in mesta, *Hibiscus cannabinus*. Jute Bull. 27, 191-192.
247. RAO, A.; RAO, M.V. et RAHIMAN, M.A., 1962. — Studies in bhimulipatam jute, Morphological varieties in *Hibiscus sabdariffa* var. *altissima*. Andhra Agr. J. XI, N° 1, 26-30.
248. RAO, A.; RAO, M.V. et RAO, L.B., 1963. — Studies in bhimulipatam jute, II Morphological variation in *Hibiscus cannabinus* L. Andhra Agr. J. X: 127-135.
249. RAO, A.S.R., 1978. — H.C. 583 the mesta for Orissa. Jute Bull. 39, 63-64.
250. REINKING, O.A., 1943. — Diseases on roselle grown in Salvador. Rept. on Board of Econ. Warfare. Washington.
251. RIBEIRO, O.K., 1978. — A source book of the genus *Phytophthora*. J. CRAMER ed. 417 p.
252. RIVALS, P., 1961. — Sur une faciation héréditaire du kénaf ou Da (*Hibiscus cannabinus* L.) J. Agric. Trop. Bot. appliquée 8, 6/7, 274-275.
253. RIVERA, R.R., 1968. — Kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) nuevas variedades comerciales. Rev. Agric. Cuba 2, 2, 1-22.
254. ROBYNS, A., 1965. — Flora of Panama, part VI — Annals of the Missouri Botanical Garden 7, 4.
255. RODRIGUES, A.F., 1972. — Comportamento de algumas variedades de quenafe in Moçambique. Agron. Moçambiqueana 6, 4, 243-251.
256. ROEHRICH, O., 1964. — Essais de prévision du titre possible des filés de fibres jutières d'après la finesse et la préparation des filasses. Cot. Fib. Trop. Vol. IXX N° 3: 363-368.
257. ROGER, L., 1951. — Phytopathologie des pays chauds. Paul Le Chevalier ed. 3 vol.
258. ROY, B., 1962. — Studies on factors influencing the yield of fiber in jute. Curr. Sci. 31, 293-294.
259. SALEEM, M.B.A., 1968. — A report on cultivation of kenaf in the Sudan and its place in the economy of the country. Soils Afr. 13, 2, 133-136.
260. SANYAL, P.; DUTTA, A.N., 1954. — Natural crossing in *Hibiscus sabdariffa*. Sci. Cult. (Calcutta) 19, 409.
261. SANYAL, P., 1958. — Embryological investigations in *Hibiscus sabdariffa* × *cannabinus* an their reciprocal crosses. Nature 181, 1352.
262. SANYAL, P., 1959. — Hibiscus fibres and their need for development in India. Jute Gunney Rev. 11, 1, 10-21
263. SANYAL, P.; KUNDU, B.C., 1959. — Cytological study of *Hibiscus radiatus* × *Hibiscus cannabinus* and genomic relationship of the two species. (Calcutta) 11: 99-108.
264. SANYAL, P.; DUTTA, A.N., 1961. — Correlation study of growth components in roselles (*Hibiscus sabdariffa* L.) Indian Agr. 5, 1, 40-47.
265. SARMA, M.S.; RHASHIT, S.C., 1965. — New mesta varieties have many advantages. Indian Farming 15, 5, 4-5.
266. SARMA, M.S., 1967. — Breeding procedures for *Hibiscus*. ICAR Techm. Bull. (Agr.) N° 11.
267. SASMAL, B.C.; CHAKRA-BORTY, K., 1977. — Variability in quantitative characters of mesta (*Hibiscus cannabinus* L.) Acta Agronomica Academiae Scientiarum Hungaricae 26, 3/4, 278-282.
268. SASMAL, B.C.; CHAKRA-BORTY, K., 1978. — Correlations and path coefficient analysis of yield components in mesta (*Hibiscus cannabinus* L.). Indian Journal Of Heredity 12, 2, 19-27.
269. SCHIEBER, E.; SOSA, O.; ESCOBAR, P., 1961. — Root-knot nematode on kenaf in Guatemala. Plant Disease Repr. 45: 110.
270. SHOME, A., 1981. — X-ray irradiation of excised embryos of mesta (*Hibiscus cannabinus* L. and *Hibiscus sabdariffa* L.). Theoretical and Applied Genetics 59, 1, 11-15.
271. SILVA COSTA, 1965. — Kenaf, riqueza agricola. Escola artes e oficios, Beira (Moçambique), 1-34.
272. SINGH, D.P.; MITRA, G.C., 1967. — X-irradiation effects on *Hibiscus cannabinus* L. and H. *sabdariffa* L. Gen. Agr. 21: 86-100.
273. SINGH, D.P.; BHATTACHARYA, R.K., 1968. — Preliminary observation on the saline resistance of four fibre yielding species. Ind. Agri. 12, 2, 185-186.
274. SINGH, M.P.; GHOSH, S.N., 1970. — Studies on *Maconellicoccus hirsutus* Gr. causing "bunchy top" in mesta. Indian J. of Sci. and Industry. 4, 2, 99-105.
275. SINGH, P.P., 1981. — Induced variability in quantitative characters in some allied fibre crops. Jute Agric. Res. Just., Barrackpore, West Bengal, India, 142-150.
276. SKOVSTED, A., 1944. — Somme hybridation experimentation in the tribe Hibisceae. C. r. Trav. Lab. Calsberg 24, 1-30.
277. SRIVASTAVA, B.J.; RAO, S.B., 1979. — Some experiments with magnetically treated seeds. Symposium on the role of induced mutations in crop improvement, Hyderabad, Sep. 1979 India.
278. SRIVASTAVA, S.K.; PANDEY, B.P.; LAI, R.S., 1979. — Combining-ability and gene-action estimates in a six-parent dialled cross in mesta. Indian Journal of Agricultural Sciences 49, 9, 734-730.
279. SRIVASTAVA, S.K.; PANDEY, B.P.; LAI, R.S., 1979. — Line x tester analysis in mesta (*Hibiscus cannabinus* L.). Indian Journal of Heredity, 11, 2, 45-55.

280. STONER, W.N.; STEVENSON, F.V.; GENUNG, W.G.; THAMES, W.H.; SEALE, C.C.; GANGSTAD, E.D.; PATE, J.B., 1952. — Preliminary reports on some of the disease and pest problems of kenaf, *Hibiscus cannabinus* L., in South Florida. Plant Disease Repr. 36: 121-26.
281. SUMMERS, T.E., 1954. — Physiologic specialization of *Colletotrichum hibisci* Poll. Plant Disease Repr. 38: 483-86.
282. SUMMERS, T.E., 1958. — Important diseases affecting kenaf in Florida. Soil Crop Sci. Soc. Florida Proc. 18: 323-26.
283. SUMMERS, T.E.; PATE, J.B., 1965. — Influence of temperature on the susceptibility of kenaf to *Colletotrichum hibisci* Poll. Plant Disease Repr. 39: 650-51.
284. SUMMERS, T.E.; SEALE, C.C., 1958. — Root-knot nematodes, a serious problem of kenaf in Florida. Plant Disease Repr. 42: 792-95.
285. SUMMERS, T.E.; PATE, J.B.; WILSON, F.D., 1958. — Extent of susceptibility within kenaf *Hibiscus cannabinus*, to root-knot nematodes. Plant Disease Repr. 42: 591-93.
286. SUMMERS, T.E.; WILSON, F.D.; JOYNER, J.F., 1963. — Effects of *Meloidogyne incognita acrita* on kenaf and use of photoperiodism in selecting for resistance. Phytopathology 53: 613-14.
287. SURATMAN et al., 1969. — (An uniformity trial for optimum plot size and shape determination for roselle seed production experiments). Commun, Agriculturae, Indonesia, 2, 3, 99-106.
288. TADZHIBAIEV, T.; SVESHNIKOVA, N.M., 1971. — Application of nematicides against the gall nematode on hemp (*Hibiscus cannabinus* L.). Khimiya V Sel'skom Khozyaitve 9, 5, 34-35.
289. TAMARGO, M.A.; JONES, M.D., 1954. — Natural cross-fertilization of kenaf. Am. Soc. Agron. J. 46, 456-59.
290. TERLETSKY, I., 1967. — (La culture du kénaf a un grand avenir en URSS) Selskoe Khoziaystvo Ouzbekistana N° 4, 37-40.
291. THAKUR, J.I., 1973. — Studies on some factors affecting incidence of *Phyllosticta* leaf spot of mesta. Rivista di patologia vegetae, IV, 9, 1, 11-17.
292. THAKUR, J.I., 1972. — Field evaluation of some mesta varieties against *Phyllosticta* leaf spot. Indian J. Mycol. Pl. path. 2, 2, 176-177.
293. THAKUR, J.I.; SINGH, S.P., 1974. — Influence of date of sowing on the incidence of tip-rot and fibre yield of mesta. Indian J. Mycol. Pl. Path. 4, 2, 195-196.
294. THOMPSON, A., 1929. — *Phytophthora* species in Malaya. Malayan Agr. J. 17: 53-100.
295. TOGLIANI, F., 1962. — Controllo delle linee russe de *Hibiscus cannabinus* L. Riso 11, 24-26.
296. TOMMY-MARTIN, P., 1962. — La production du jute dans le monde. Les inconvenients de la concentration géographique et un des moyens d'y remédier. Cot. Fib. Trop. 17, 3, 345-402.
297. TOXOPEUS, H.J., 1946. — Preliminary account of the results of some species crosses in *Hibiscus*. Genetica 24: 90-92.
298. TOXOPEUS, H.J., 1948. — Note on the effect of colchicine treatment of *Hibiscus sabdariffa* L. and *Hibiscus cannabinus* L. Genetica 24: 330-32.
299. TSAI, Y.P.; YOU, K.N., 1956. — Effects of D-D on nematode root-knot of kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) Agr. Res. (Taipei) 6: 41-47.
300. USTINOVA, E.I., 1938. — (Cross pollinisation in *Hibiscuscannabinus*). Selek -i Semen 6, 32-33 (en russe).
301. VAN DEN ABEELE, M.; VANDENPUT, R., 1956. — Plantes textiles. Principales cultures du Congo Belge, Royaume de Belgique. Ministère des colonies, 505-556.
302. VENI, G.P.; RAO, R.P.M.; RAO, P.A., 1973. — A note on the biology and control of mealy bugs (*Maconellicoccus hirsutus* Gr.) on mesta. jute bulletin 36, 1, 2, 25-28.
303. VENNING, F.D.; LENDON, L.R.; PUENTES, C., 1953. — Estudio anatomico del kenaf relacionado con distintas fases en la production de fibras. Santiago de las Vegas, Cuba. Boletin Technico N° 2, 1-58.
304. VENNING, F.D.; GRANDALL, B.S., 1954. — A parasitism mechanism of the kenaf anthracnose organism related to the hydrogen ion concentration in the tissues of the host. Phytopathology 44, 464-468.
305. VENNING, F.D., 1958. — Developmental morphology and physiology of kenaf. Proceedings of the world conference on kenaf. Habana Cuba.
306. VILLAMAYOR, F.G., 1973. — Blooming habit of kenaf. (*Hibiscus cannabinus* L.) Philippine J. Crop. Sci. 1, 3, 154-155.
307. VINENT, E.C.; ALVAREZ, M., 1979. — Repuesta del kenaf (*Hibiscus cannabinus*) al fotoperiodismo. Agrotecnia de Cuba 11, 1, 1-10.
308. VISARATHANONTH, 1972. — *Phytophthora* foot rot of roselle. Kasetsart Journal 10, 1, 5-13.
309. WALKER, J.E.; SIERRA, M.; BEDIA, R.; HOPP, H., 1960. — Some relationships date of planting, flowering and harvest date, expected yields of seed fiber from kenaf, *Hibiscus cannabinus*, in Cuba. Turrialba, 10, 4, 149-155.
310. WATT, G., 1980. — Dictionary of the economic products of India. Vol. 4, government of India. Printing Office: London.
311. WATT, G., 1908. — The commercial products of India. J. Murray: London.
312. WESTER, P.J., 1914. — Contributions to the history and bibliography of the roselle. Bull. Torrey Botan. Club 38, 91-98.
313. WESTER, P.J., 1914. — New varieties of roselle. Philippine Agri. Rev. 7, 6, 266-272.

314. WESTER, P.J., 1920. — The cultivation and uses of roselle Philippine Agr. Rev. 13, 3, 89-99.
315. WITHFORD, A.C., 1934. — Fiber plants of the North American aborigenes. J. N.Y. Bot. Gdn., 14, 25-34.
316. WHITE, G.A.; CUMMINS, D.G.; WHITELEY E.L.; FIKE, W.T.; GREIG, J.K.; MARTIN, J.A.; KILINGER, G.B.; HIGGINS, J.J.; CLARK, T.F., 1970. — Cultural and harvesting methods for kenaf. USDA Prod. Res. Rept. 113.
317. WILSON, F.D.; MENZEL, M.Y., 1964. — Kenaf (*Hibiscus cannabinus*), roselle (*H. sabdariffa*). Econ. Botany 18, N° 1: 80-91.
318. WILSON, F.D.; SUMMERS, T.E.; JOYNER, J.F.; FISHLER, D.W.; SEALE, C.C., 1965. — "Everglades 41" and "Everglades 71" two new varieties of kenaf. (*Hibiscus cannabinus* L.) for fiber and seed. Fla. Agr. Expt. Sta. Circ. S-168, 12 p.
319. WILSON, F.D.; SUMMERS, T.E., 1966. — Reaction of kenaf, roselle, and related species of *Hibiscus* to root-knot nematodes. Phytopathology 56: 687-90.
320. WILSON, F.D.; MENZEL, M.Y., 1967. — Interspecific hybrids between kenaf (*Hibiscus cannabinus*) and roselle (*Hibiscus sabdariffa*). Euphytica, 16, 33-44.
321. WILSON, F.D., 1967. — An evaluation of kenaf, roselle and related *Hibiscus* for fiber production. Econ. Botany 21 (2): 132-139.
322. WILSON, F.D.; JOYNER, J.F., 1969. — Effects of age, plant spacing, and other variables on growth, yield, and fiber quality of kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.) Techn. Bull. 1404. USDA 1-19.
323. WILSON, F.D. et BYRNES, N., 1970. — Two new species of *Hibiscus* section *Furcaria* (Malvaceae) from Australia. The Linnean Society of New South Wales; Vol. 95 N° 2, 194-92.
324. WILSON, F.D., 1978. — Wild kenaf, *Hibiscus cannabinus* L. (Malvaceae), and related species in Kenya and Tanzania. Eco. Bot. 32, 199-204.